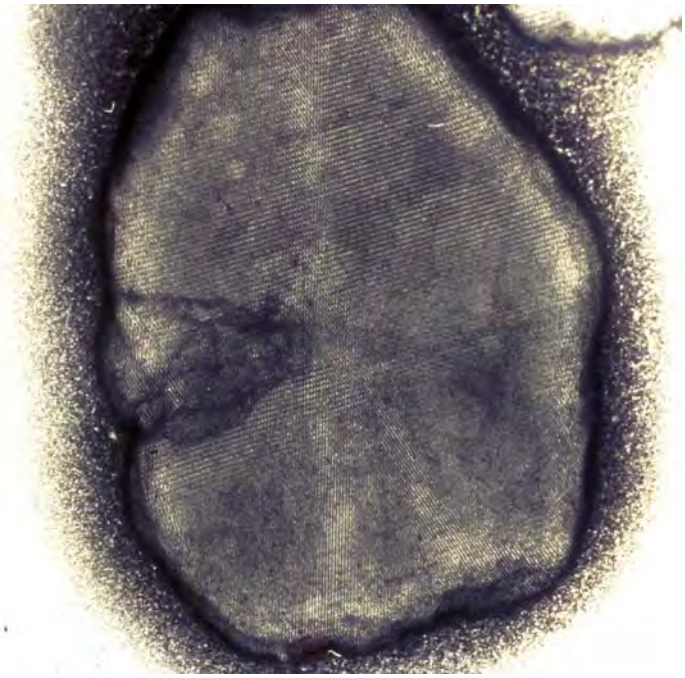
Révision de la numérotation des règlements

Veuillez prendre note qu'un ou plusieurs numéros de règlements apparaissant dans ces pages ont été modifiés depuis la publication du présent document. En effet, à la suite de l'adoption de la Loi sur le Recueil des lois et des règlements du Québec (L.R.Q., c. R-2.2.0.0.2), le ministère de la Justice a entrepris, le 1er janvier 2010, une révision de la numérotation de certains règlements, dont ceux liés à la Loi sur la qualité de l'environnement (L.R.Q., c. Q-2).

Pour avoir de plus amples renseignements au sujet de cette révision, visitez le http://www.mddep.gouv.qc.ca/publications/lois_reglem.htm.

Développement durable, Environnement et Parcs
Québec

LE *BACILLUS THURINGIENSIS ISRAELENSIS* ET LE CONTRÔLE DES INSECTES PIQUEURS AU QUÉBEC



Environnement Québec

Document préparé pour le
ministère de l'Environnement du Québec

par

Dr. Jean O. Lacoursière, Ph. D.
Entomologiste
Professeur associé

et

Dr. Jacques Boisvert, Ph. D.
Microbiologiste
Professeur titulaire

Département de chimie-biologie
Université du Québec à Trois-Rivières

Mars 2004

Boisvert, Jacques, Lacoursière, Jean O., 2004, *Le Bacillus thuringiensis israelensis et le contrôle des insectes piqueurs au Québec*, Québec, ministère de l'Environnement, Envirodoq no ENV/2004/0278, 101 p., document préparé par l'Université du Québec à Trois-Rivières pour le ministère de l'Environnement du Québec.

Envirodoq : ENV/2004/0278

Illustration de la page couverture : Cristal de *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* (*Bti*) vu en microscopie électronique. (Source : J. Boisvert, UQTR)

TABLE DES MATIÈRES

TABLE DES MATIÈRES i

LISTE DES FIGURES ET DES TABLEAUX iii

RÉSUMÉ iv

1. INTRODUCTION 1

2. LES INSECTES PIQUEURS VISÉS 3

2.1 LE CYCLE VITAL DES MOUSTIQUES ET DES MOUCHES NOIRES 3

2.2 LE RÔLE DES MOUSTIQUES ET DES MOUCHES NOIRES DANS L'ENVIRONNEMENT 6

2.3 LA NOTION DE « NUISANCE » ASSOCIÉE AUX INSECTES PIQUEURS 7

2.3.1 Les espèces responsables de la nuisance au Québec 10

3. L'AGENT DE CONTRÔLE : LE *BACILLUS THURINGIENSIS* VAR. *ISRAELENSIS* 11

3.1 HISTORIQUE 12

3.2 BIOLOGIE 14

3.3 ORIGINE DE L'EFFET LARVICIDE DU *BTI* 18

3.4 INNOCUITÉ DU *BTI* 24

3.5 INNOCUITÉ DU *BTI* POUR LES HUMAINS ET LES ANIMAUX DOMESTIQUES 28

3.6 FORMULATIONS COMMERCIALES DU *BTI* 29

4. LE CONTRÔLE 32

4.1 PARAMÈTRES INFLUENÇANT L'EFFICACITÉ DU *BTI* 33

4.1.1 Paramètres influençant l'efficacité du Bti chez les moustiques 36

4.1.2 Paramètres influençant l'efficacité du Bti chez les mouches noires 39

4.2 PRÉALABLES À L'UTILISATION EFFICACE ET SÉCURITAIRE D'INSECTICIDES 42

4.3 LE CONTRÔLE DES INSECTES PIQUEURS PAR D'AUTRES MÉTHODES 42

5. IMPACTS ENVIRONNEMENTAUX 44

5.1 EFFETS DU *BTI* SUR LA FAUNE NON CIBLE 45

5.2. EFFETS DE TRAITEMENTS AU *BTI* SUR LES ÉCOSYSTÈMES AQUATIQUES 47

5.2.1 Études à court terme 47

5.2.2 Études à moyen et long terme *50*

5.3 EFFETS SUR LE RÉSEAU TROPHIQUE 53

5.4 PERSISTANCE DU *BTI* DANS L'ENVIRONNEMENT 55

5.4.1 Le Bti et l'eau potable *57*

5.5 DÉVELOPPEMENT POTENTIEL D'UNE RÉSISTANCE AU *BTI* 58

OUVRAGES CITÉS 79

ANNEXE 1 : LISTE DES LARVICIDES À BASE DE *BTI* HOMOLOGUÉS PAR SANTÉ CANADA POUR DES OPÉRATIONS DE GRANDE ENVERGURE. 97

ANNEXE 2 : PEUT-ON SE PROTÉGER CONTRE LES PIQÛRES DES MOUSTIQUES ET DES MOUCHES NOIRES ? 98

LISTE DES FIGURES ET DES TABLEAUX

Figure 1 Représentation schématique du rôle et du créneau occupé par les moustiques et les mouches noires parmi les habitants des écosystèmes aquatiques 4

Figure 2 Schéma représentant les différents groupes de crustacés et d'insectes présents dans les habitats aquatiques 15

Figure 3 Cycle vital du *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* 19

Figure 4 Photographies de *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* prises au microscope photonique et électronique 20

Figure 5 Représentation schématique du mode d'action des cristaux de *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* sur une larve de moustique 22

Figure 6 Principaux facteurs opérationnels, biologiques et environnementaux pouvant influencer l'activité toxique des cristaux de *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* sur les larves de moustiques et de mouches noires 35

Tableau 1 Toxicité du *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* sur la faune non cible (compilation de 77 études) 61

RÉSUMÉ

Au Québec, environ 57 espèces de moustiques et 72 espèces de mouches noires sont présentes. Les femelles d'environ 90 % de ces espèces sont hématophages — c'est-à-dire qu'elles peuvent prendre un repas sanguin pour assurer la maturation de leurs œufs. La phase immature de ces insectes est aquatique et leurs larves sont considérées comme ayant un rôle de « convertisseur », transformant les particules de grosseurs ultrafines qu'elles ingèrent en particules plus grosses représentées par leurs excréments. Larves et adultes sont des proies potentielles des prédateurs aquatiques et terrestres. Comme tous les organismes, ces insectes ont un rôle dans l'écosystème et ce rôle n'est, qu'à de très rares exceptions, tenu que par une seule espèce ou même groupe d'individus. Bien que cette bactérie ne soit pas, à ce jour, officiellement répertoriée au Québec, l'information disponible nous permet de croire que le *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* (*Bti* ou *Bt* H-14) fait partie de la faune microbienne naturelle. Autorisés au Canada depuis 1982, les produits à base de *Bti* sont couramment utilisés dans le contrôle des populations de moustiques et de mouches noires. Depuis 2002, on les utilise pour contrôler les populations de moustiques vecteurs du virus du Nil occidental au Québec. L'activité larvicide provient exclusivement de la structure cristalline produite lors du cycle vital de la bactérie. Ses spores et cellules végétatives ne sont aucunement impliquées dans le processus insecticide. Le *Bti* est un « poison stomacal ». Pour être toxique, le cristal doit être ingéré et l'organisme en cause doit posséder un tube digestif à pH hautement alcalin, des enzymes capables de libérer les molécules toxiques et finalement, des récepteurs cellulaires compatibles aux toxines. Les cristaux de *Bti* ne sont toxiques que pour certains insectes et l'information scientifique indique que ce biopesticide peut être utilisé sans risque pour les humains et tout autre mammifère potentiellement exposé. L'innocuité du *Bti* et les marges de sécurité relatives aux doses opérationnelles recommandées indiquent que l'emploi du *Bti* est aussi sécuritaire pour les micro- et les macro-invertébrés, les poissons, les batraciens et les oiseaux.

L'efficacité du *Bti* est influencée non seulement par les paramètres d'application, mais aussi par tous les paramètres environnementaux affectant la disponibilité des cristaux dans l'habitat et le comportement de l'insecte visé, comme l'espèce, le stade et la densité larvaire, la température et le pH de l'eau, l'intensité lumineuse, la présence de particules en suspension, la pollution organique et inorganique, la turbidité, le courant, le couvert végétatif et la profondeur et le profil du cours d'eau. L'information scientifique actuellement disponible n'indique pas la présence, à moyen ou long terme, d'effets négatifs appréciables sur les communautés aquatiques ou terrestres suivant les traitements répétés au *Bti*. Bien que peu d'études aient examiné l'effet du *Bti* sur le réseau trophique, l'information publiée sur la disparition momentanée ou soutenue des insectes visés par un contrôle démontre que les diverses composantes du réseau trophique se réajustent et que l'impact est inversement proportionnel à la complexité de l'écosystème, *i.e.* moins l'écosystème local abritant la population de mouches noires ou de maringouins traitée est complexe (faible nombre d'espèces), plus celui-ci peut être affecté par la disparition de ceux-ci. Bien que les cristaux et les spores puissent persister dans l'environnement pour un certain temps, l'effet larvicide des cristaux de *Bti* est de courte durée et ces derniers sont éventuellement dégradés et leurs constituantes recyclées dans l'écosystème. Malgré une utilisation extensive et intensive du *Bti* dans plusieurs programmes de contrôle, aucune étude n’a rapporté de problème de résistance à cet insecticide biologique.

1. INTRODUCTION

Le Québec est reconnu pour ses vastes étendues boisées, ses lacs, rivières, ruisseaux et forêts marécageuses. Cependant, l'arrivée du printemps transforme une bonne partie de la province en une incroyable usine de production de moustiques (maringouins), de simulies (mouches noires), de cératopogonides (brûlots) et de tabanides (taons, mouches à chevreuil).

Pour la majorité de la population, les moustiques et les simulies sont considérés comme un véritable fléau qui malheureusement revient chaque été. Précédant les émergences, on retrouve dans les marécages et les cours d'eau une quantité phénoménale de larves de moustiques et de mouches noires. Après l'émergence, les femelles de certaines espèces doivent prendre un « repas de sang » dans le but de permettre la poursuite de leur cycle vital. Ce repas est obtenu en « piquant » (chez le moustique) ou en « suçant » (chez la mouche noire) le sang de certains animaux, de la grenouille aux orignaux en passant par les oiseaux. Malheureusement, hommes, femmes et enfants font également partie de l'assiette de ces insectes communément dits « piqueurs ».

Jusqu'à présent, on a fait peu état des problèmes causés par les piqûres de ces insectes. Au Canada, on parle de plusieurs millions de dollars en perte de potentiel récréo-touristique.L'industrie forestière, l'industrie foncière et immobilière, l'industrie minière et l'élevage de bétail en souffrent également. Des maladies de type encéphalite apparaissaient de façon très sporadique. Même si elles sont parfois mortelles, ces maladies transmises par les moustiques n'étaient pas jusqu'à présent une préoccupation constante pour les autorités médicales. En plus de la « nuisance » causée par ces insectes, plusieurs personnes réagissent fortement aux piqûres, principalement à celles des mouches noires et, dans certains cas, doivent suivre des traitements médicaux pour en réduire les effets.

Au Québec, les premiers programmes de contrôle des moustiques et des simulies ont débuté avec le développement du Nord québécois. De 1970 à 1984, les traitements se faisaient avec l'aide de larvicides et d'adulticides chimiques. Cependant, depuis 1984, on utilise un larvicide produit par une bactérie appelée le *Bacillus thuringiensis* variété *israelensis (Bti*) — aussi nommée le *Bt* H-14.

Depuis l'introduction de cet agent de contrôle des moustiques et des simulies, de nombreux programmes de contrôle ont vu le jour dans diverses régions du Canada. Dans presque toutes les provinces canadiennes, on retrouve des programmes gérés par des organismes provinciaux ou des compagnies privées. L'arrivée du virus du Nil occidental (VNO) au Québec et au Canada a fait que pour des besoins de protection de la santé publique, l'utilisation de *Bti* et autres moyens de contrôles des moustiques vecteurs du VNO est envisagée dans les régions à risque.

Bien que le présent document le mentionne, la problématique du VNO et certains éléments du contrôle des moustiques (eg. la résistance) n'y sont pas traités dans l'optique de protection de la santé publique. Le lecteur peut donc se référer aux sites Web suivants : Institut national de santé publique du Québec; Ministère de la Santé et des Services sociaux du Québec; Ministère de l'Environnement du Québec; Santé Canada; Agence de réglementation de la lutte antiparasitaire.

Mondialement, les formulations à base de *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* sont ou ont été utilisées dans plus de 30 pays pour des programmes de lutte, partant de villages jusqu'à des méga-projets couvrant la superficie de la France (ex. le programme de lutte contre l'onchocercose en Afrique de l'Ouest). Malgré son accréditation par les autorités gouvernementales et les spécialistes, un fait demeure : la population en général sait peu de choses sur cet agent de contrôle ou, à tout le moins, connaît mal le *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* et les effets possibles de programmes de contrôle sur l'environnement.

L'objectif de ce document est de fournir de l'information pertinente et des éléments de réponses aux interrogations les plus souvent soulevées par la population dans les régions où existent des projets de contrôle des moustiques et des simulies utilisant des formulations commerciales à base de *Bti*. Il nous a donc paru nécessaire de présenter, d'une manière générale, le rôle des moustiques et des mouches noires dans l'écosystème, la définition de la nuisance, le mode d'action du

Bacillus thuringiensis var. *israelensis*, les études sur les effets possibles, etc. En somme, ce document sert à l'information et à la compréhension de la problématique du contrôle des insectes piqueurs et en particulier des impacts environnementaux qui pourraient affecter nos écosystèmes.

Ce document est une mise à jour de celui produit en 1994 et contient des éléments nouveaux tirés de la littérature scientifique et d'autres documents que les auteurs ont jugé pertinents de mettre dans la littérature citée.

2. LES INSECTES PIQUEURS VISÉS

Au Canada, plus de 400 espèces d'insectes piquent les vertébrés pour en obtenir du sang (Conseil national de recherches du Canada 1982). La grande majorité de ces insectes sont des diptères — des « mouches » — parmi lesquelles on reconnaît notamment les tabanides (les taons et les mouches à chevreuil), les cératopogonides (les brûlots) et surtout les culicides (les moustiques) et les simulies (les mouches noires). Au Québec, la grande majorité des traitements insecticides contre les insectes piqueurs sont appliqués aux moustiques et aux mouches noires.

Le présent document ne traite que du contrôle des moustiques et des mouches noires par les produits larvicides commerciaux dont l'agent actif est le *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis*.

2.1 Le cycle vital des moustiques et des mouches noires

Comme tous les insectes exhibant une métamorphose complète pour parvenir au stade adulte (ex. les lépidoptères, les trichoptères et les coléoptères), le

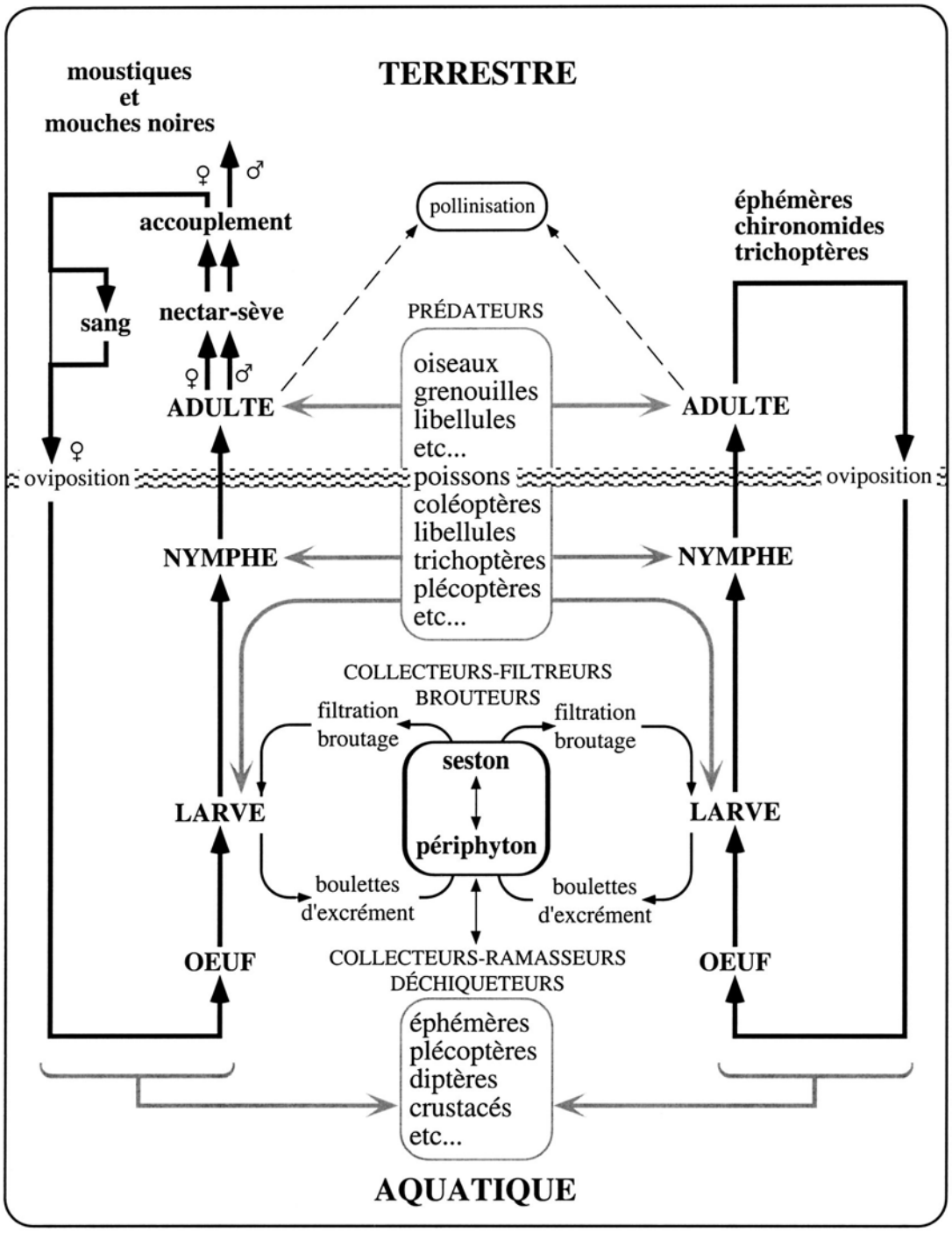


Figure 1: Représentation simplifiée des principaux rôles et créneaux occupés par les moustiques et les mouches noires dans les écosystèmes aquatiques et terrestres. Dans leurs milieux respectifs, ils font partie d'un groupe d'organismes occupant la fonction de collecteur-filtreur, capturant des particules ultra-fines pour les "transformer" en particules plus grosses — représentées par leurs excréments — disponibles entre autre pour l'ingestion par d'autres organismes. Les moustiques et les mouches noires sont l'une des multiples sources de proies pour les invertébrés et vertébrés. ♀ = femelle; ♂ = mâle (Source: Dr. J. O. Lacoursière et Dr. J. Boisvert, Université du Québec à Trois-Rivières).

développement des espèces de l'ordre des diptères — les diptères regroupent tous les insectes possédant deux ailes, comme la mouche domestique, le moustique et la mouche noire — comprend quatre stades : œuf ➔ larve ➔ nymphe ➔ adulte. Les trois premiers stades, dit stades immatures, sont restreints aux milieux aquatiques chez les moustiques et les mouches noires. Après l'éclosion, les larves se développent par mues successives — *i.e.* elles se débarrassent de leur « vieille » peau sous laquelle se trouve une peau nouvelle et souple qui se tend pour permettre une plus grande croissance. Selon les espèces, le développement larvaire des moustiques comprend généralement quatre stades larvaires, tandis que celui des mouches noires en comprend généralement de sept à neuf. La période de croissance peut s'étendre de quelques jours à plusieurs mois selon la température de l'eau, la nourriture disponible et l'espèce. Arrivées au terme de leur développement, les larves de moustiques se transforment en nymphes mobiles, tandis que les larves de mouches noires tissent sur le substrat un cocon de fils de soie à l'intérieur duquel elles se placent. Les nymphes ne se nourrissent pas. La métamorphose est généralement complétée en quelques jours, après quoi les adultes émergent, passant de la vie aquatique à la vie aérienne. Les premiers adultes à émerger sont généralement les mâles. Ils demeurent dans les environs du site d'émergence et attendent les femelles, avec lesquelles ils s'accouplent presque immédiatement. Suivant les espèces, les pièces buccales des femelles sont structurées pour la prise de sang ou sont, comme celles de tous les mâles, uniquement adaptées à la prise de nectar ou de sève. **Par conséquent, seules les femelles piquent**. Contrairement à la croyance populaire, les femelles ne meurent pas après avoir piqué une cible. Occasionnellement, une femelle peut prendre deux ou trois repas de sang, donc piquer deux ou trois fois si elle est dérangée durant « son repas ». Une femelle moustique vectrice d'une maladie doit **nécessairement piquer deux fois !** Les espèces nécessitant un repas sanguin pour la production et la maturation des œufs, c'est-à-dire les espèces hématophages, peuvent passer quelques jours à se nourrir de nectar et de sève avant de trouver un hôte. La digestion du sang et la production d'œufs viables peuvent prendre, selon la température, de trois à une dizaine de jours. Lorsqu'elles seront prêtes, les femelles pondront sur le sol et des surfaces humides ou bien sur ou sous la surface

de l'eau selon l'espèce et l'habitat sélectionnés. Bien que certaines espèces puissent hiverner, les femelles vivent généralement de une à quatre semaines, tandis que les mâles ne vivent jamais plus que quelques jours (Bourassa, 2000).

2.2 Le rôle des moustiques et des mouches noires dans l'environnement

Comme tous les insectes aquatiques, les larves de moustiques et de mouches noires sont omnivores. Elles ingèrent des particules organiques provenant de la fragmentation et de la décomposition de matières végétales et animales, des algues, bactéries, diatomées, protozoaires, microchampignons et, dans certains cas, des microinvertébrés. Suivant une classification basée sur la structure des pièces buccales et le comportement déployé pour obtenir leur nourriture, les invertébrés se regroupent selon six grands groupes ou créneaux : les déchiqueteurs (*shredders*), les collecteurs-filtreurs (*filtering-collectors*), les collecteurs-ramasseurs (*gathering-collectors*), les brouteurs (*scrapers/grazers*), les perceurs (*piercers*) et les prédateurs (*predators/engulfers*). Les larves de moustiques et de mouches noires occupent, suivant le stade larvaire, l'espèce et les conditions alimentaires, des positions de collecteurs-filtreurs, collecteurs-ramasseurs, brouteurs et, dans certains cas, de prédateurs.

Dans tout environnement aquatique, on trouve du seston — l'ensemble des particules organiques et inorganiques en suspension dans la colonne d'eau (ex. algues, bactéries, fibres, etc.) — et du périphyton — l'ensemble de la matière organique et inorganique (ex. algues, bactéries, fibres, etc.) formant une pellicule sur les surfaces submergées. **Généralement, les larves de moustiques et de mouches noires sont considérées comme ayant un rôle de « convertisseur », transformant une portion des particules de matières organiques de grosseurs ultrafines** (0.2 - 50 µm) (note : 1 µm = 1 micromètre = 1/1 000 000 de mètre = 0.000001 m) **en particules plus grosses** (50 µm - 1 mm) **représentées par leurs excréments**. Parce que la vitesse à laquelle les aliments transitent dans le tube digestif est grande, la digestion est très partielle et les petites « boulettes » (*pellets*) ainsi produites conservent une très haute valeur nutritive. Par la suite, ces « boulettes » se fragmentent et retournent à des fractions plus petites. De cette

façon, tout comme la multitude d'espèces faisant partie des groupes collecteurs-brouteurs qui sont capables d'ingérer des particules ultrafines, les moustiques et les mouches noires convertissent cette grosseur de particules très abondantes et très nutritives à une dimension plus large qui est dans des fractions de grosseurs plus disponibles pour un plus grand nombre de collecteurs. Bien que les larves de moustiques et de mouches noires contribuent indubitablement comme membres des collecteurs à la transformation du matériel circulant dans un cours d'eau, leur rôle au point de vue quantitatif est généralement considéré comme mineur. Dans tout environnement aquatique, plusieurs autres invertébrés assument aussi ce rôle (ex. certains crustacés, mollusques et insectes).

Comme proies potentielles, les larves de moustiques et de mouches noires ne sont qu'une des constituantes de l'assiette utilisée par les prédateurs aquatiques et terrestres. Mammifères (ex. taupes, musaraignes), oiseaux (ex. canards, goélands, mainates, étourneaux, engoulevents, hirondelles), batraciens (ex. grenouilles, salamandres), poissons (ex. saumons, truites, épinoches, perchaudes, barbues, crapets, ménés, dards, meuniers, chabots), araignées, insectes (ex. odonates, plécoptères, mégaloptères, trichoptères, coléoptères, hyménoptères, diptères) et microinvertébrés (ex. platyhelminthes, sangsues, crustacés) peuvent se nourrir de moustiques et de mouches noires (larves et adultes) (Peckarsky 1984; Crosskey 1990; Davies 1991; Werner et Pont 2003). La majorité des chercheurs s'entendent pour dire que, dans la grande majorité des observations, le contenu stomacal d'un prédateur reflète principalement la disponibilité de la proie. Il en est de même pour les collecteurs-ramasseurs et les déchiqueteurs qui utiliseront les cadavres des moustiques ou des mouches noires comme source de nourriture lorsque l'occasion se présente. Tout organisme vivant a un rôle dans l'écosystème, mais ce rôle n'est qu'à de très rares exceptions tenu par une seule espèce ou même groupe d'individus (Fig. 1).

2.3 La notion de « nuisance » associée aux insectes piqueurs

Plusieurs centaines de moustiques gravitant autour de la tête durant le jour, ou pire, un seul durant la nuit, peuvent chez certaines personnes provoquer un état

approchant la panique, tandis que d'autres s'en accommodent plus facilement. Comme le seuil de tolérance varie énormément d'une personne à l'autre, il est donc presque impossible d'établir de façon objective un seuil de nuisance, seuil au delà duquel un traitement insecticide pourrait être envisagé. De plus, il faut distinguer deux aspects dans la nuisance créée par ces insectes. Premièrement, il y a le phénomène de la piqûre même, qui généralement cause une démangeaison locale et un léger érythème (petite bosse à l'endroit de la piqûre) mais qui rarement peut engendrer des réactions allergiques importantes (Leclercq 1987). Deuxièmement, il y a certaines espèces qui peuvent littéralement former un nuage autour d'un individu, se poser partout (sur le linge et la peau à découvert) et souvent s'infiltrer dans les oreilles, le nez, les yeux, etc., mais ce, sans causer de piqûres ou de morsures.

Le plus souvent, on estime un « indice de nuisance » en évaluant avec l'aide d'un filet entomologique, le nombre d'insectes piqueurs (généralement moustiques et mouches noires) attirés par une personne présente dans une zone pendant une période donnée. Cette technique requiert qu'un opérateur unique agite devant lui (après une période d'attente), à vitesse constante, un filet entomologique (pendant un temps déterminé), en suivant une trajectoire ressemblant à un « 8 » horizontal. Le taux de capture ainsi calculé (ex. 153 moustiques/minute) devient cependant plus représentatif de la « nuisance », si ce même opérateur capture les insectes qui gravitent autour d'un individu (l'appât) se tenant debout sans bouger. Dans le but d'éliminer toutes variations occasionnées par les différences entre individus, certains auteurs recommandent l'utilisation de pièges mécaniques ou automatisés de types « non attractifs » (ex. piège collant, piège aspirateur) ou« attractifs » (ex. ces mêmes pièges, mais avec l'emploi d'une source de lumière ou de gaz carbonique) (ex. Fredeen 1961; Thompson 1967; Barnard et Mulla 1977; Service 1987; Service 1993). Ces techniques sont d'une très grande utilité pour mesurer la densité d'insectes piqueurs dans une zone traitée par rapport à un endroit non traité. C'est généralement de cette façon que l'on mesure l'efficacité d'un programme de traitement contre les insectes piqueurs qui causent de la nuisance. Cependant, le choix des sites d'échantillonnage (traités et non traités) est très important, étant donné les très grandes variations de la densité des insectes à

l'intérieur d'un périmètre donné. Il faut choisir des sites dans des zones dites « écologiquement semblables » aux fins de comparaison ; un test effectué au milieu du stationnement d'un centre commercial ne donnera pas un résultat comparable à celui qui est effectué près d'un secteur boisé.

Une autre méthode utilisée pour évaluer la nuisance consiste à mesurer le nombre de piqûres par unité de temps sur les bras d'individus témoins. Si on est en présence d'une espèce qui ne pique pas, cette méthode est peu utile. On peut également compter le nombre de larves dans des gîtes. Cependant, cette méthode est très laborieuse et les résultats varient beaucoup en fonction des conditions climatiques et géographiques. De plus, on ne peut déterminer très bien le nombre d'adultes qui émergeront. Peu importe la méthode d'évaluation de la nuisance ou d'un seuil de nuisance, il reste que, présentement, ces mesures sont plutôt subjectives, car elles dépendent beaucoup des individus, du moment de la mesure, de l'attractivité des pièges et de plusieurs autres variables.

En général, la combinaison de l'une de ces mesures avec l'opinion de la population sert à déterminer si la nuisance causée par les moustiques ou les mouches noires a atteint un seuil pouvant nécessiter une intervention. Il y aurait lieu de penser éventuellement à des études d'impact psychosociales (voir Chamber *et al.* 1986 ; Kun *et al.* 1987 ; et Morris et Clanton 1989, 1991, 1992) en plus des mesures habituelles dans le processus de détermination de la nécessité ou non d'un programme de contrôle. En effet, même si l'ensemble d'une population ne considère pas le niveau de nuisance suffisamment élevé, on peut imaginer que des raisons d'ordre économique ou médical pourraient être un facteur décisionnel important dans l'établissement d'un programme de contrôle. Par exemple, dans certains états des États-Unis, on traite les parcs gouvernementaux pour d'optimiser le potentiel récréo-touristique de ces derniers. De ce cas, on tient compte du fait qu'en général les populations urbaines ont un seuil de tolérance moins élevé que les populations rurales.

Cependant, l'apparition du virus du Nil occidental (VNO) au Québec et ailleurs en Amérique du Nord nous force à mieux saisir le concept de nuisance causée, entre autres, par les moustiques (le VNO est transmis par certaines espèces de

moustiques). Quand on parle de « nuisance », on entend par là un ensemble de facteurs de différentes origines rendant la vie malsaine et pénible. On pourrait donc parler d'espèces « nuisantes », en référence à celles qui nous agacent, nous harcèlent par leur comportement, leurs piqûres irritantes et par les réactions allergiques produites chez certaines personnes. D'autres espèces, en plus d'être « nuisantes », devraient être plutôt qualifiées de « nuisibles », car ces espèces sont capables de **transmettre une maladie** (que se soit d'origine virale, bactérienne ou parasitaire). Dans ce dernier cas, ces espèces portent le nom de **vecteurs**. Au Canada, on peut considérer les mouches noires comme des espèces « nuisantes », car elles ne transmettent pas de maladie à l'humain. Au Québec, cinq espèces de moustiques ont été trouvées porteuses du virus du Nil et comme vecteurs, elles peuvent être considérées comme des espèces « nuisibles ». En Amérique du Nord, on a dénombré plus de 40 espèces vectrices du VNO et plusieurs font l'objet de traitements basés sur des considérations de protection de la santé publique et non de nuisance.

2.3.1 Les espèces responsables de la nuisance au Québec

Plus de 3 000 espèces de moustiques et 1 550 espèces de mouches noires sont, à ce jour, répertoriées à travers le monde. Environ 70 des 74 espèces de moustiques et à peu près 150 des 175 espèces de mouches noires présentes au Canada sont hématophages (note : les nombres mentionnés ci-haut fluctuent régulièrement au gré des découvertes et des reclassifications effectuées par les entomologistes). Toutefois, sous conditions climatiques normales, relativement peu de ces espèces sont assez nombreuses pour être considérées comme « nuisantes » sur la seule base de l'inconfort occasionné par leur activité hématophage.

Au Québec, environ 57 espèces de moustiques sont présentes. Les espèces considérées comme les plus « nuisantes » sont probablement : *Ochlerotatus canadensis*, *Ochlerotatus communis*, *Ochlerotatus excrucians*, *Ochlerotatus punctor*, *Ochlerotatus riparius*, *Ochlerotatus stimulans*, *Coquillettidia perturbans*, *Culiseta morsitans* et *Culiseta impatiens*. Ces espèces sont printanières et se retrouvent en majorité dans l'ensemble du Québec, de la zone tempérée à la région

subarctique. Parmi les espèces les plus susceptibles de développer des populations occasionnant des problèmes de nuisance, on retrouve aussi : *Aedes cinerus, Aedes vexans, Ochlerotatus dorsalis, Ochlerotatus hexodontus, Ochlerotatus impiger, Ochlerotatus mercurator, Ochlerotatus sticticus, Ochlerotatus cantator* et *Ochlerotatus triseriatus*. Les larves de cette dernière se retrouvent en abondance dans les vieux pneus et cette espèce occasionne un problème bien particulier. Selon l'espèce, les adultes femelles peuvent parcourir de 50 à100 mètres jusqu'à plus d'une dizaine de kilomètres pour obtenir un repas sanguin. Ces déplacements sont influencés par la présence de vents, la topographie du terrain et la disponibilité de la proie. En général, un moustique en milieu urbain se déplace beaucoup moins qu'en milieu rural.

Environ 72 espèces de mouches noires sont présentes au Québec. Parmi celles-ci, seulement quelques espèces peuvent être considérées comme « nuisantes », mais certaines des espèces sont des complexes (*i.e.* groupes dont les espèces sont confondues); *Prosimulium mixtum, Simulium truncatum* et *Simulium venustum* (complexe) (les « pattes-blanches ») sont celles qui occasionnent régulièrement des problèmes de nuisance; dans les premières semaines du printemps pour les premières et durant les mois de juin et début juillet, pour les autres. Parmi les espèces les plus susceptibles de développer de fortes populations occasionnant des problèmes de nuisance, on retrouve : *Simulium decorum, Simulium jenningsi, Simulium vittatum* (complexe) et plus rarement *Simulium parnasum*. Les mouches noires, grâce à leur constitution robuste, sont mieux adaptées que les moustiques pour effectuer de longs vols, et les femelles peuvent parcourir plusieurs dizaines de kilomètres pour obtenir un repas sanguin. D'habitude, elles se déplacent de quelques kilomètres seulement. Exceptionnellement ces déplacements peuvent s'étendre jusqu'à une centaine de kilomètres en présence de vents.

3. L'AGENT DE CONTRÔLE : le *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis*

Autorisés au Canada depuis 1982, les produits larvicides commerciaux à base de *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* (*Bti*) sont de plus en plus utilisés pour le

contrôle des populations de moustiques et de mouches noires. La grande sélectivité démontrée par cet insecticide est imputable, en bonne partie, aux propriétés de son agent actif : les cristaux de protéines fabriqués par une bactérie indigène de l'environnement terrestre, le *Bti*.

Dans les paragraphes qui suivent, le potentiel larvicide du *Bti* est expliqué en présentant quelques faits concernant sa découverte, sa biologie et son habitat naturel. On y souligne aussi l'origine de l'effet toxique, les conditions nécessaires à sa manifestation et conséquemment l'innocuité du *Bti* pour les insectes (faune cible et non cible) et les mammifères incluant les humains Enfin, la production et la formulation des produits commerciaux à base de *Bti* sont présentées.

3.1 Historique

C'est en Israël qu'à l'été de 1976 une bactérie démontrant des propriétés hautement larvicides pour les moustiques fut découverte dans une petite mare du désert du Néguev, au cours d'un inventaire des parasites et des pathogènes naturels de ces insectes (Goldberg et Margalit 1977). Malgré le nombre extrêmement élevé de larves mortes et moribondes de *Culex pipiens* flottant à la surface (elles y formaient un tapis gris-blanchâtre), on a retrouvé vivant de façon normale dans cette mare, de petits crustacés tels que les cyclopoïdes et les ostracodes, de même que plusieurs insectes aquatiques comme les chironomides (moucherons), les éphémères (mannes), les libellules, les corixides (punaises ou criquets d'eau) et les hydrophilides (coléoptère aquatique). C'est à partir d'un échantillon contenant des larves mortes, de l'eau et de la boue que cette nouvelle souche de *Bacillus thuringiensis* fut isolée et, subséquemment, désignée sous le nom de sous-espèce (variété) *israelensis*, nom reflétant son origine. On y réfère aussi sous l'appellation sérotype H-14. Depuis ce temps, le *Bti* fut isolé à partir d'échantillons d'eau, d'insectes et de sols provenant de plus de 15 pays différents (Martin et Travers 1989; de Barjac 1990). Siegel *et al.* (2001) ont même isolé du *Bti* à partir de l’eau contenue dans de vieux pneus, de creux d’arbres et de marais salés. Ces isolats de *Bti* étaient considérés comme endogènes (natifs) du milieu, car leurs profils biochimiques étaient différents des profils associés aux souches de *Bti* retrouvées

dans les formulations commerciales.

Il serait trop long de faire la liste référencée des milieux très différents où du *Bt* et en particulier des souches de *Bti* ont été isolées. D'après les travaux de Landén *et al*. (1994) et de Damgaard *et al*. (1998) le *Bti* serait naturellement associé au feuillage des plantes herbacées expliquant ainsi sa présence un peu partout dans l'environnement. Ces auteurs (et d'autres également) ont même isolé des souches ayant de fortes activités contre des larves de moustiques, mais n'appartenant pas au sérotype H-14 (*Bti*).

Bien que le *Bti* n'ait pas, à ce jour, officiellement été répertorié au Québec, il y a tout lieu de croire que, considérant la littérature scientifique, le *Bti* est aussi endogène au Québec.

Découvert au cours d'un effort mondial ayant pour but de développer de nouveaux agents biologiques de contrôle pour la lutte contre les vecteurs de maladies tropicales (ex. malaria et l'onchocercose), le *Bti* a démontré un effet larvicide important sur de nombreuses espèces de moustiques et mouches noires testées. En 1985, Margalit et Dean (1985) rapportaient que 72 espèces de moustiques et 14 espèces de mouches noires étaient sensibles à l'action du *Bti*. Treize ans plus tard, ce nombre s'établissait à plus de 115 espèces de moustiques et 40 espèces de mouches noires (Glare et O'Gallaghan, 1998). Entretemps, de nombreux programmes de contrôle des insectes piqueurs se développaient un peu partout dans le monde (France, Allemagne, Australie, États-Unis, etc.) agrandissant ainsi le spectre d'activité du *Bti*. Non seulement cette découverte signala un tournant marquant pour le contrôle de ces insectes, mais elle fut la première observation d'une souche de *Bacillus thuringiensis* exhibant un effet toxique élevé et hautement spécifique contre certains diptères aquatiques — plus précisément certains membres du sous-ordre des nématocères (Fig. 2).

Avant cette découverte, seulement quelques souches de *Bacillus thuringiensis* démontraient une faible activité larvicide chez les moustiques. De plus, le champ de bataille du *Bt* était principalement restreint à l'agriculture et à la foresterie, avec des sous-espèces tuant surtout les larves d'insectes se nourrissant sur les récoltes ou les arbres (ex. le *Bt* var. *kurstaki* pathogène pour la tordeuse du bourgeon de

l'épinette). Avec la venue du *Bti*, la portée des bactéries entomopathogènes fut grandement étendue et cette expansion se poursuit de nos jours avec l'isolation de nouveaux candidats comme le *Bt* var. *morrisoni* qui démontre en laboratoire un potentiel larvicide aussi bon que celui du *Bt* var. *israelensis*. Récemment, Margalith et Ben-Dov (2000) rapportaient que quatre autres sérotypes de *Bt* exhibaient également des pouvoirs larvicides importants, ce qui laisse entrevoir pour l'avenir, une meilleure gestion des programmes de contrôle. Présentement, seuls le *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* et le *Bacillus sphaericus* (pesticides d'origine biologique) sont homologués en Amérique du Nord pour le contrôle des moustiques et des mouches noires (exception faite d'un produit à base d'un champignon).

3.2 Biologie

Membres de la grande famille des *Bacillus* — *i.e.* des bactéries ayant la forme d'un bâtonnet et dont la grande majorité des membres sont des saprophages (organismes vivant de matières organiques en décomposition) que l'on retrouve couramment dans le sol et dans l'air —, les *Bacillus thuringiensis* tout comme les *Bacillus popilliae*, *Bacillus alvei*, *Bacillus larvae*, *Bacillus lentimorbus* et le *Bacillus sphaericus* possèdent la propriété particulière d'induire une mortalité chez certains insectes. Le pathogène humain le plus connu dans cette famille s'appelle le *Bacillus anthracis*. Le *Bacillus cereus* souvent cité comme étant responsable de certaines intoxications alimentaires ne possède aucune propriété infectieuse, c'est-à-dire capable de causer une infection primaire chez un hôte (Gilbert 1979, Johnson 1984).

Le groupe des *B. thuringiensis* représente une espèce qui possède des similarités morphologiques et génétiques bien connues avec les *B. cereus* (Baumann *et al.* 1984). D'ailleurs, selon des chercheurs de l'Institut Pasteur à Paris (de Barjac et

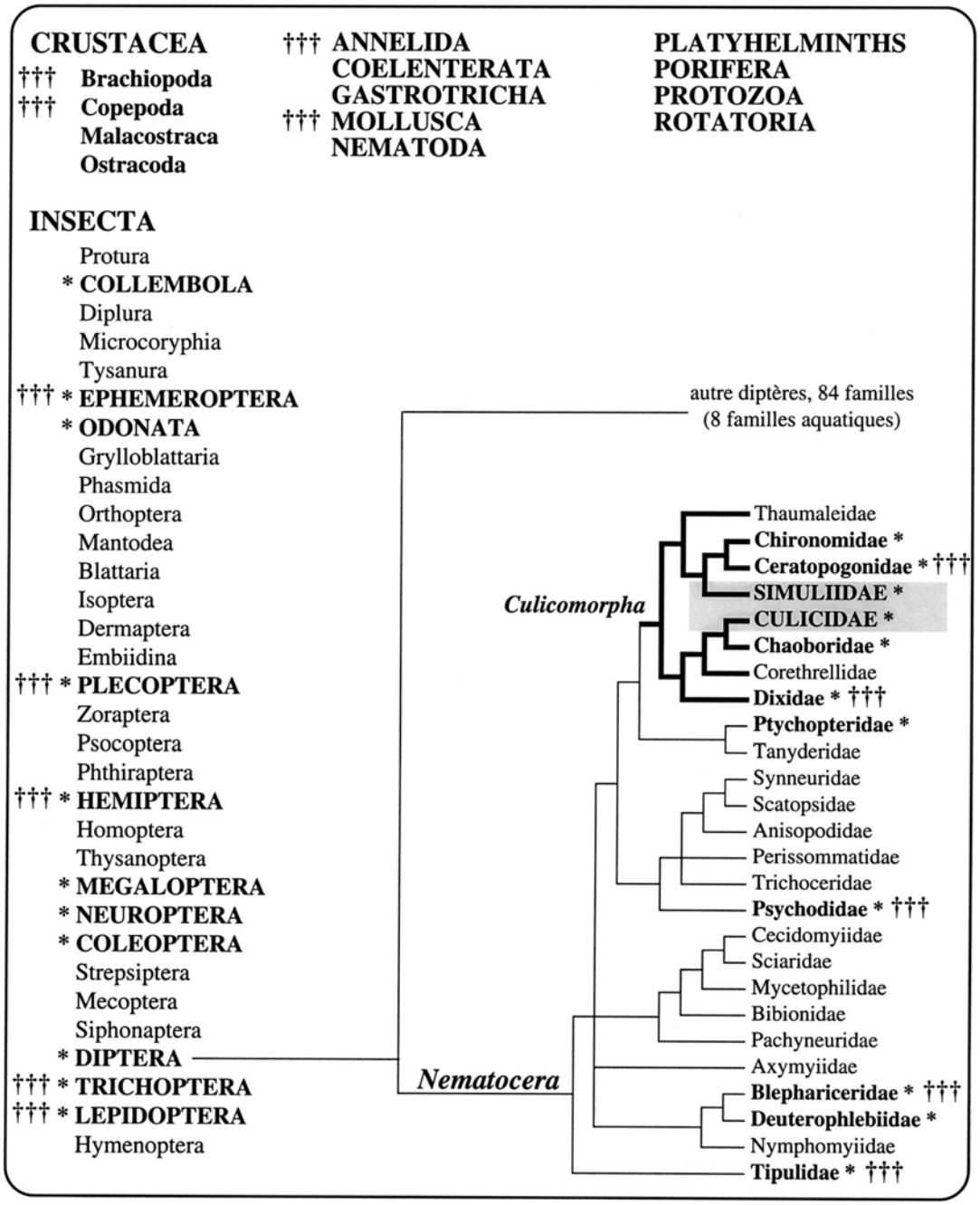


Figure 2: Représentation simplifiée des différents groupes présents dans les habitats aquatiques. Pour fin de comparaison, tous les Ordres d'insectes sont présentés et ceux communément retrouvés en milieux aquatiques y sont indiqués (*). Le dendogramme représente la phylogénie (l'arbre généalogique) des différents groupes formant le sous-ordre des nématocères (modifié d'Agriculture Canada 1981). Les principaux taxa démontrant une réaction suite à un traitement au *B.t.i.* sous conditions de surdose (*i.e.* 5 à 1000 fois, ou plus, la dose opérationelle suggérée) (†††) **.** Zone ombragée = organismes cibles.

Frachon 1990), *B. thuringiensis* serait un *B. cereus* capable de synthétiser une structure cristalline pouvant tuer des larves de divers insectes de l'ordre des lépidoptères, des diptères et des coléoptères. À ce jour, aucune souche de Bt n'a été directement associée à une intoxication alimentaire ou impliquée de manière concluante dans un incident de santé, que ce soit chez les humains ou tout autre mammifère (Meadows 1993).

La caractéristique la plus distinctive des *Bacillus thuringiensis* est cette inclusion cristalline (le corps paracristallin, ou plus courant, le cristal) constituée de protéines insecticides, produite en même temps que la spore à l'intérieur de la bactérie durant son cycle vital (figures 3 et 4). Lorsque cette spore — corpuscule équivalent à la graine d'une plante permettant la survie de la bactérie lors de conditions défavorables — se retrouve dans un milieu de croissance approprié, elle se réhydrate (phase n^{o} 1; fig. 3b) et germe pour donner naissance à une cellule végétative en forme de bâtonnet (phase n^{o} 2; fig. 3b) qui constitue la phase active ou de multiplication du cycle vital. Au cours de cette période de division et de croissance (phase n^{o} 3; fig. 3b), les bactéries sécrètent des enzymes qui dégradent des sources nutritives (phase n^{o} 3a; fig. 3b) — comme les débris cellulaires provenant de plantes ou d'animaux — favorisant ainsi leur absorption à partir du milieu. Après cette phase, les bactéries peuvent se mettre à sporuler. Certaines produiront alors une cellule déshydratée et encapsulée contenant une copie du matériel génétique de la bactérie, la spore, qui ne croît plus (figure 1a, spore : **s;** fig. 3b, phase n^{o} 4, spore : **s;** fig. 4) et qui sera capable de résister aux diverses conditions extrêmes du milieu. Au cours de cette phase, une inclusion cristalline composée de plusieurs protéines de différents poids moléculaires est conjointement formée (figure 3a, cristal : **c;** fig. 3b, phase n^{o} 4, cristal : **c;** fig. 4), et vers la fin de chaque cycle (germination—développement—sporulation), la spore et le cristal (de type polymorphe, fig. 4a : encadré) sont libérés dans le milieu lors de la lyse (l'autodestruction) de la cellule végétative (phase n^{o} 5; fig. 3b). Après une période de dormance, période où il ne se produit aucune activité cellulaire, une partie de ces spores peuvent alors redémarrer le cycle si les conditions environnementales sont favorables. La différence dans le niveau de toxicité (quantité nécessaire pour induire un effet toxique) et la spécificité (nombre

d'espèces d'insectes affectés) des types de cristaux produits par les différentes sous-espèces de *Bt* sont reliées aux types de protéines assemblées dans cette inclusion cristalline (Fig. 4) (Honée et Visser 1993, Lereclus *et al.* 1993, Margalith et Ben-Dov 2000).

Diverses études indiquent qu'en nature le *Bt* persiste dans le sol surtout sous forme de spores et ne démontre que très peu de multiplication des cellules végétatives (West *et al.* 1985, Akiba 1986). Il apparaît donc invraisemblable que le *Bt* utilise de l'énergie et des éléments nutritifs durant la sporulation — qui se produit généralement en période de manque de nourriture ou de stress physiologique — pour produire une structure de protéines occupant près de 35 % du poids sec de la bactérie (Meadows 1993), sans que cela lui confère un avantage évolutif. Il est bien connu que les cellules végétatives ne peuvent se développer dans un environnement à pH élevé (condition prévalant dans le tractus digestif de certains insectes; pH > 10), mais que cet environnement alcalin est cependant indispensable à l'activation des toxines. Chez les organismes affectés, la paralysie, les changements biochimiques (comme la baisse du pH vers la neutralité; *i.e.* pH = 7) et la perforation de la paroi intestinale, tous induits par l'effet toxique (le principe actif des cristaux de *Bt* est expliqué en détail dans la section suivante), permettent donc à la spore de se retrouver dans un milieu riche en éléments nutritifs où la germination, la croissance et la multiplication peuvent prendre place. Sans cette structure cristalline, le *Bt* serait donc incapable de coloniser le tractus digestif d'un insecte en santé et de se reproduire aisément (Meadows 1993).

Plusieurs études démontrent que le *Bt* est une bactérie indigène de multiples environnements. L'analyse d'échantillons de sols de 30 pays représentant cinq continents a révélé la présence de plusieurs sous-espèces de *Bt* dans plus de 70 % des cas. Ce pourcentage varie d'un maximum de 94 % en Asie, en Afrique centrale et en Afrique du Sud, à un minimum de 56 % en Nouvelle-Zélande. Plus de 60 % des échantillons de sol provenant de l'Amérique du Nord contenaient pour leur part cette souche de bactérie. Le *Bt* peut aussi être facilement isolé des insectes, de la poussière de grains, des feuilles d'arbres et de divers habitats aquatiques; cependant, il ne semble y avoir aucune corrélation entre la présence du *Bt* dans le

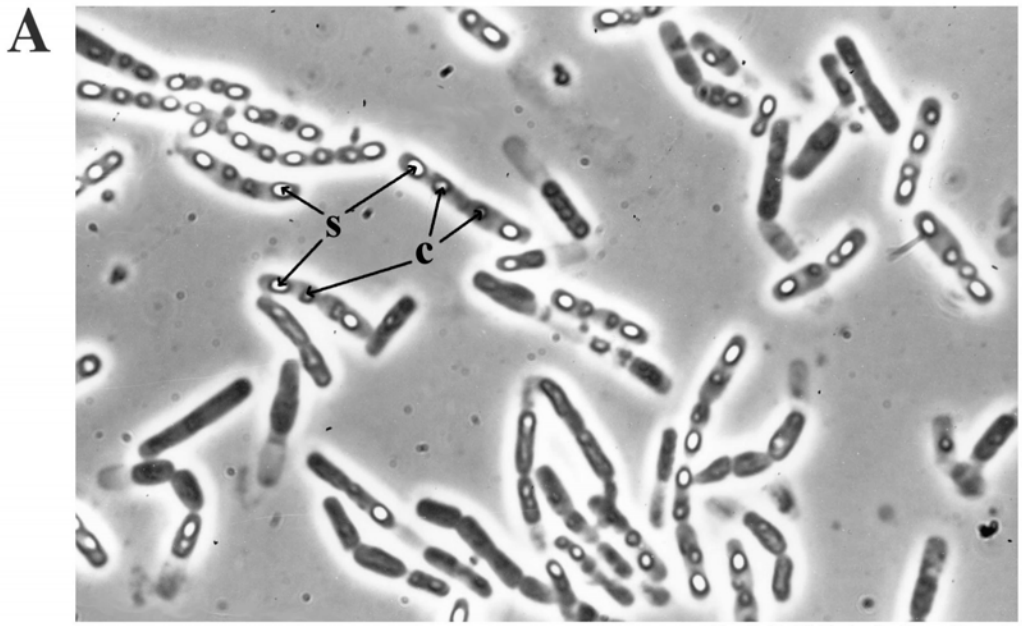
sol et celle d'insectes (Meadows 1993).

3.3 Origine de l'effet larvicide du *Bti*

Contrairement à d'autres sous-espèces de *Bt* qui nécessitent la présence de cristaux et de spores pour induire la mort chez un insecte (ex. le *Bt kurstaki* contrôlant la tordeuse du bourgeon de l'épinette; le *Bt aizawai* utilisé chez la fausse-teigne de la cire infestant les ruches d'abeilles), **l'effet insecticide du *Bt israelensis* provient exclusivement du cristal**, agissant comme le ferait un poison. **Les spores et les cellules végétatives du *Bti* ne sont aucunement impliquées dans le processus insecticide** (Becker et Margalit 1993).

Lorsqu'elles sont ingérées par une larve, les inclusions cristallines sont partiellement dissoutes dans le liquide alcalin du tractus digestif, libérant ainsi de longues chaînes de protéines qui sont les différents précurseurs des toxines; elles ont donc été nommées les protoxines ou ∂-endotoxines (delta-endotoxines) (figure 5, étapes 1 et 2). Ces longues chaînes de protéines sont par la suite sectionnées par des enzymes (les protéases) pour produire de petites molécules de grosseurs prédéterminées; les segments toxiques, dénommés les « toxines ». Le cristal du *Bti* contient au moins quatre de ces segments toxiques, chacun possédant sa propre activité (figure 5, étape 3) (Ibarra et Federici 1986, Ward *et al.* 1986, Becker et Margalit 1993, Margalith et Ben-Dov 2000). Bien que le mode d'action précis de chacune de ces molécules ne soit pas pleinement élucidé, il est maintenant connu que l'intoxication est le résultat combiné de l'action de chacune d'elles (Delécluse *et al.* 1988, Federici *et al.* 1990, Honée et Visser 1993, Margalith et Ben-Dov 2000). Ces derniers auteurs ont fait une excellente revue sur le sujet, i.e. les protéines constituantes et leurs modes d'action.

Le cristal de *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* est un « poison stomacal ». D'après plusieurs études physiologiques et immunologiques, les cellules de la paroi de la portion médiane du tractus digestif sont le site initial de l'action toxique (de Barjac 1978, Hofmann et Lüthy 1986). Après la libération des segments toxiques



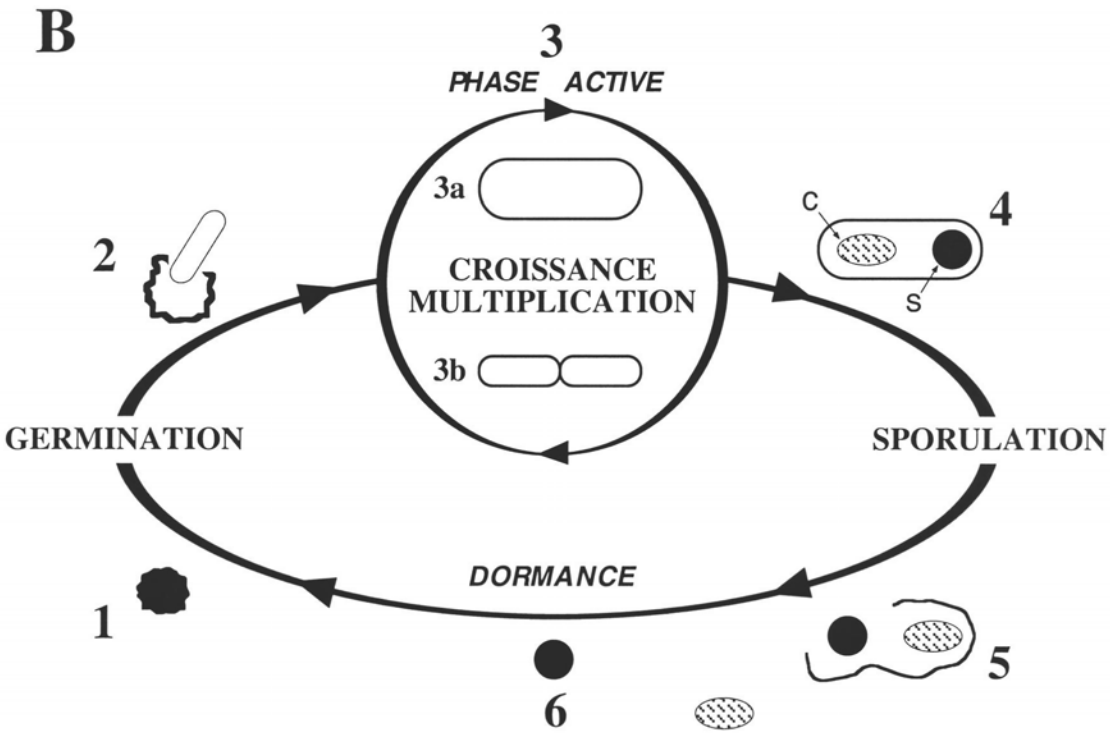


Figure 3: A) Photographie prise au microscope d'une culture de *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* rendue au stade 4; la sporulation. **B**) Schématisation du cycle vital d'un *Bacillus thuringiensis*. 1) germination: réhydratation de la spore, 2) germination: production de la cellule végétative, 3) croissance et multiplication des cellules végétatives, 4) sporulation: formation de la spore (**s**) et de l'inclusion cristalline (**c**), 5) lyse: éclatement de la cellule végétative et libération de la spore et de l'inclusion cristalline, 6) période de dormance: la spore résiste aux conditions défavorables (Source: Dr. J. O. Lacoursière et Dr. J. Boisvert, Université du Québec à Trois-Rivières).

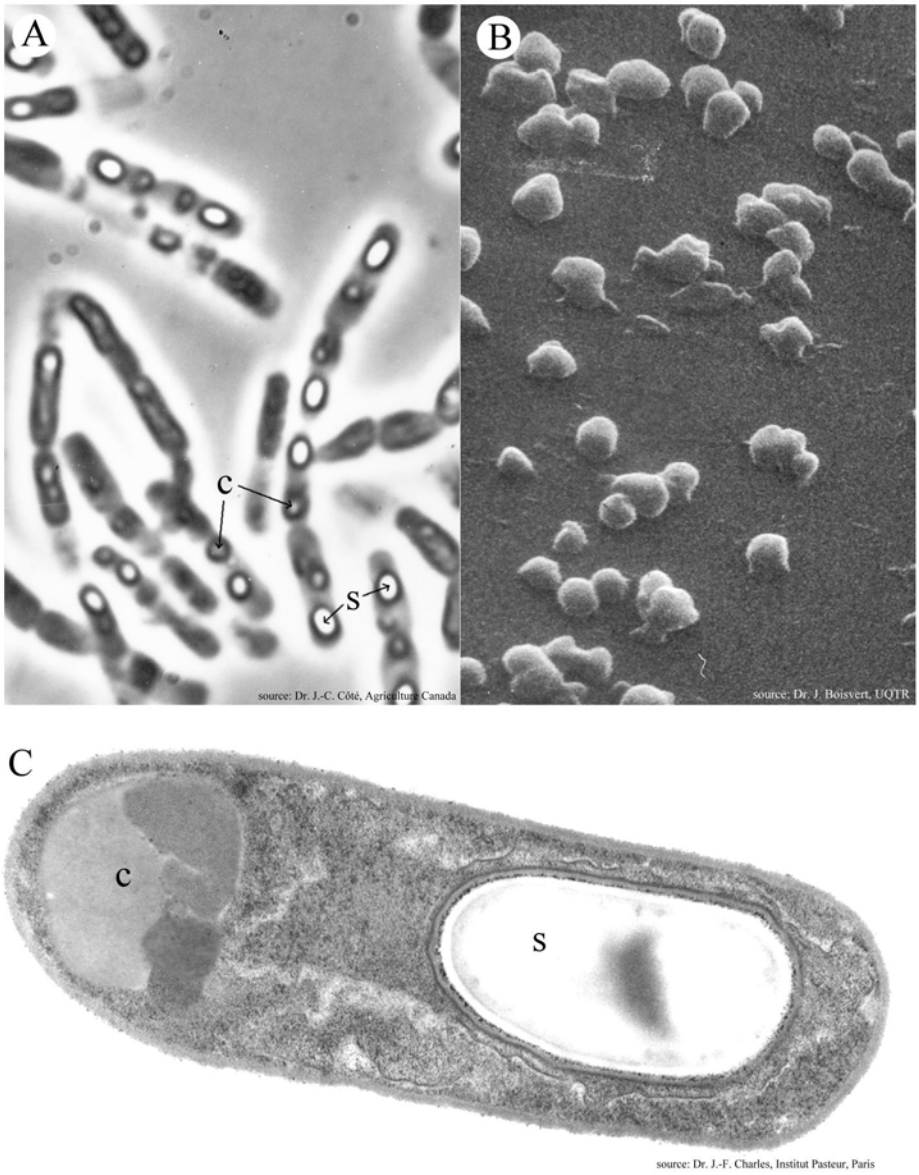


Figure 4: Photographies de *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* prises au microscope photonique (**A**), à balayage (**B**), et électronique à transmission (**C**). **A**) Cellules végétatives en phase de sporulation. La multiplication se fait par division, produisant ainsi une longue chaîne de bactéries pouvant contenir des spores (**s**) et des cristaux (**c**). **B**) Cristaux purifiés. **C**) Bactérie en phase de sporulation et de production de l'inclusion cristalline. Après l'auto-destruction de la cellule, la spore (**s**) et le cristal (**c**) seront libérés dans le milieu. Le potentiel larvicide du *B.t.i.* provient des protéines formant les diverses parties du cristal (visible par les différents tons de gris).

par le liquide alcalin et les enzymes intestinales, ces molécules se fixent sur des récepteurs spécifiques situés sur la membrane des cellules formant le tube digestif (figure 5, étape 4), immobilisant ainsi les toxines sur la membrane de ces cellules (Honée et Visser 1993). Par la suite, provoquées par le déséquilibre biochimique induit par l'activité des toxines, les cellules affectées se gonflent et éclatent (figure 5, étapes 5, 6 et 7), causant la perforation de la paroi du tube digestif (Charles et de Barjac 1983). Ceci provoque le passage du suc digestif dans la cavité corporelle de l'insecte et le mouvement inverse de l'hémolymphe (l'équivalent du sang chez les insectes) (figure 5, étape 7). Bien que certains effets neurotoxiques aient été aussi observés (Cheung *et al.* 1986), il semble qu'une perte complète d'intégrité causée par l'éclatement de son tube digestif serait la cause de la mort chez un insecte empoisonné aux cristaux de *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* (Lüthy et Ebersold 1981, Chilcott *et al.* 1990).

Plusieurs étapes sont donc nécessaires à l'obtention d'un effet toxique occasionné par des cristaux de *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis*. Sous des conditions naturelles, c'est-à-dire dans son habitat, un insecte doit, pour mourir :

1. ingérer le cristal de *Bti*, donc le capturer et l'avaler;
2. posséder un tube digestif à pH hautement alcalin;
3. posséder les enzymes protéolytiques capables de transformer les pro-toxines en molécules toxiques et finalement,
4. posséder les récepteurs membranaires adéquats, c'est-à-dire compatibles avec les toxines libérées par les enzymes.

La présence ou l'absence de récepteurs cellulaires appropriés semble être un des facteurs-clefs de la haute spécificité des cristaux de *Bt* (*i.e.* effet limité à un petit nombre d'espèces sensibles). Étant donné que le type de protéines assemblées dans l'inclusion cristalline peut varier entre sous-espèces de *Bt*, l'intensité de l'effet toxique observée serait donc le résultat de la grande affinité ou du grand nombre de récepteurs présents chez une espèce d'insecte donnée (Honée et Visser 1993). Ceci explique sans doute la différence de susceptibilité d'un insecte aux cristaux des différentes sous-espèces de *Bt*. Par exemple, les cristaux de *Bt* var. *kurstaki*

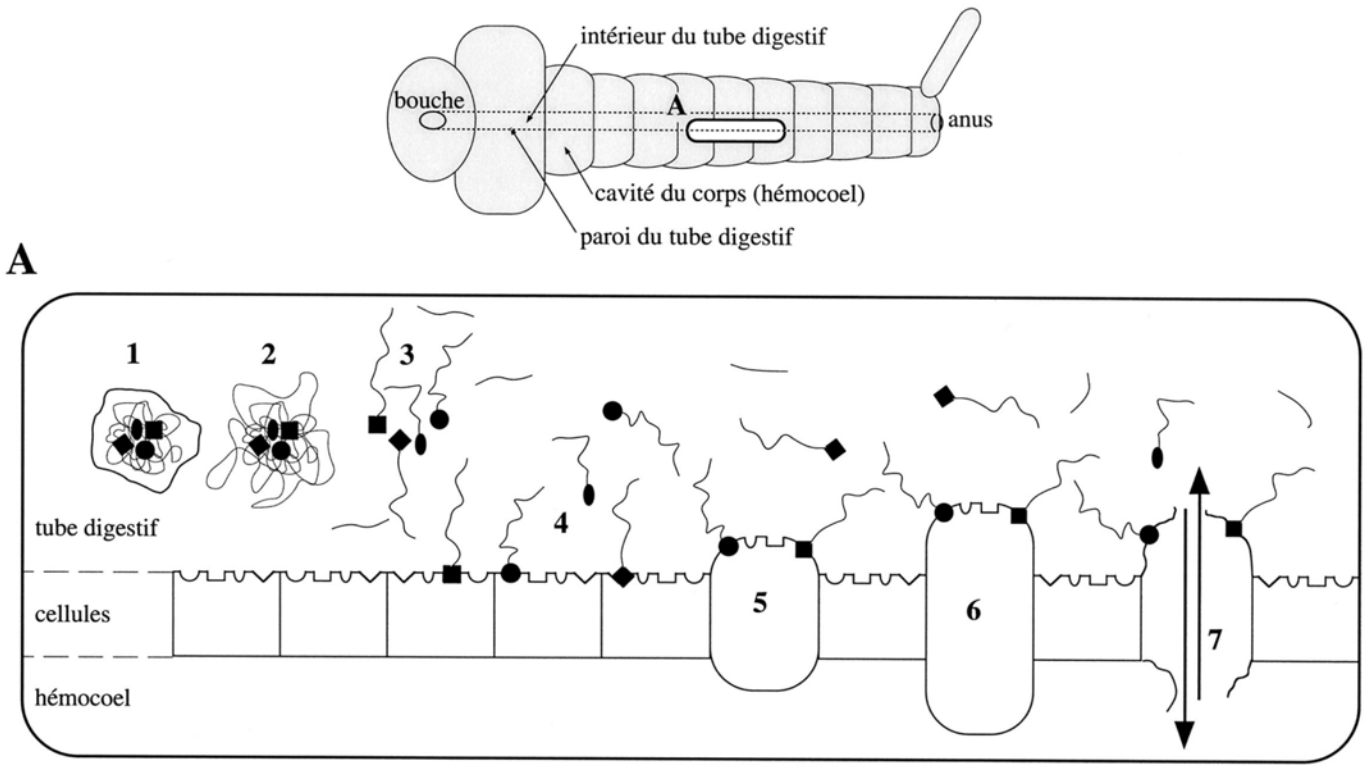


Figure 5: Représentation schématique du mode d'action des cristaux de *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* sur une larve de moustique*. Après ingestion, les cristaux sont dissouts dans le liquide alcalin du tube digestif (**1**), libérant de longues chaînes de protéines (**2**), qui sont par la suite sectionnées par des enzymes pour produire les segments toxiques (**3**). Ces toxines se fixent sur des récepteurs spécifiques localisés sur la membrane des cellules formant la paroi du tube digestif (**4**). Provoqués par le déséquilibre biochimique induit par l'activité des toxines, les cellules affectées se gonflent (5 et 6) et éclatent (**7**) causant la perforation de la paroi du tube digestif . Ceci provoque le passage du suc digestif dans l'hémocoel (la cavité du corps)(↓) et le mouvement inverse de l'hémolymphe — le sang de l'insecte (↑). L'éclatement du tube digestif cause la mort de l'insecte. * le même phénomène se produit chez la mouche noire. (Source: Dr. J. O. Lacoursière et Dr. J. Boisvert, Université du Québec à Trois-Rivières).

sont très actifs contre les lépidoptères, mais ne démontrent qu'une faible activité contre les moustiques et aucune activité contre les mouches noires, tandis que les cristaux de *Bt* var. *israelensis* sont très actifs contre les moustiques et les mouches noires, mais n'ont qu'une faible, voire aucune activité contre les larves de lépidoptères (Federici *et al.* 1990).

Les insectes les plus susceptibles aux cristaux de *Bti* sont pour la très grande majorité membres de la même « famille », c'est-à-dire qu'ils proviennent tous d'un même ancêtre lointain qui vécut voici des millions d'années. Le spectre d'activité du *Bti* est principalement restreint aux membres des nématocères (sous-ordre), un sous-groupe de l'ordre des diptères. Cependant, les plus hauts taux de susceptibilité ne se retrouvent que parmi certains membres d'un sous-groupe, les *culicomorpha* (infra-ordre) regroupant, entre autres, les familles des culicidae (les moustiques), des simuliidae (les mouches noires) et une grande partie des moucherons (chironomidae, ceratopogonidae et autres); les moustiques et les mouches noires étant les plus susceptibles (Fig. 2). Probablement en raison de certaines variations génétiques et comportementales au sein de ces deux familles, il existe des différences de sensibilité entre les espèces formant chacune de ces familles, de même que parmi les différents stades larvaires d'une même espèce. Par exemple, les *Aedes* et *Ochlerotatus* sont plus sensibles que les *Culex* et les deuxièmes stades larvaires (plus jeunes) sont plus sensibles que les troisièmes. Un fait intéressant, les larves qui se préparent à la métamorphose (autant chez les moustiques que les mouches noires) cessent de se nourrir et par conséquent sont totalement insensibles au *Bti*.

L'activité larvicide du *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* provient de la structure cristalline. Le spectre d'activité étroit démontré par les cristaux de *Bti* — c'est-à-dire une spécificité pour un nombre restreint d'espèce d'insectes — tient donc de facteurs comportementaux (reliés à l'ingestion obligatoire des protoxines; les cristaux), physiologiques (alcalinité et enzymes) et finalement génétiques (récepteurs cellulaires compatibles aux toxines). Les recherches sur le mode d'action et les causes physiologiques de la sélectivité des cristaux de *Bti* se poursuivent.

3.4 Innocuité du *Bti*

Les formulations à base de *Bacillus thuringiensis* sont les plus répandues (et les plus vendues) parmi les insecticides biologiques. Comme pour beaucoup de personnes, le mot bactérie est associé à maladie et il n'est pas surprenant de retrouver dans la littérature un bon nombre d'articles scientifiques rapportant les résultats de travaux sur son innocuité, i.e. « le *Bti* est-il sans danger pour un organisme donné, incluant les humains ? » Cependant, puisque les tests sont le plus souvent conduits en utilisant des préparations pures ou mixtes de cristaux entiers ou dissous, de spores, de débris cellulaires, de produits de fermentation et autres, l'interprétation des résultats devient très complexe lorsque faite en fonction de l'utilisation normale de ces produits sur le terrain. De plus, peu de travaux concernant l'innocuité de formulations commerciales intégrales sont publiés; ceci tient probablement au fait que des résultats démontrant l'absence d'effet toxique ne soient que rarement publiés dans les ouvrages scientifiques.

Pour s'assurer qu'un produit est sécuritaire, son innocuité — à savoir s'il est inoffensif pour un organisme donné — doit être évaluée. Les tests d'innocuité regroupent notamment des essais représentant des conditions opérationnelles — *i.e.* en situations se retrouvant lors de l'usage d'un produit — et des situations extrêmes — *i.e.* en utilisant des doses et des voies d'infection qui ne sont pas normalement rencontrées sous des conditions normales. Selon des normes établies par les agences de réglementation régissant l'homologation des divers insecticides biologiques, les produits sont testés par ingestion (test *per os*), inhalation (nez et trachée), application et injection. Les applications peuvent être cutanées (égratignures sur la peau) et oculaires (égratignures sur la cornée, ou déposition sur l'œil), tandis que les injections sont soit sous-cutanées (sous la peau), intra-veineuses (dans le sang), intra-oculaires (dans l'œil), intrapéritoniales (dans l'abdomen) ou intracérébrales (dans le cerveau). Les animaux testés sont le plus souvent des lépidoptères (ex. vers à soie), des mouches domestiques, des abeilles et des coquerelles chez les invertébrés (larves, nymphes et adultes), et les souris, les rats, les lapins et les cailles chez les vertébrés (nouveau-nés, nourrisseaux et adultes). Dans certains cas, des souris génétiquement immunodéficientes — des

souris athymiques, *i.e.* ne possédant pas de système immunitaire complet ou un système défectif — sont aussi utilisées. Quelques tests sont parfois effectués sur des cultures de tissus (ou culture cellulaire) — des cellules de vertébrés (ex. cellules de foie de souris ou d'humain) ou d'invertébrés (ex. cellules de papillons ou de moustiques) cultivées et maintenues en laboratoire. Plusieurs de ces tests d'innocuité sont de type « Impact maximal » (*Maximum Challenge*) ou « Danger maximal » (*Maximum Hazard*), *i.e.* que les tests sont faits pour déterminer si des conditions extrêmes à propos des doses appliquées occasionnent des dommages détectables chez les sujets traités. Pour ces tests, les voies d'application et les doses sont sélectionnées pour compromettre le plus possible le système de défense naturelle du sujet testé.

L'innocuité des inclusions cristallines du *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* varie considérablement selon la méthode d'administration et leur mode d'emploi, intactes ou dissoutes. Cependant, puisque les inclusions cristallines requièrent une solubilisation alcaline pour démontrer une activité toxique, les premières préoccupations touchant la sécurité d'utilisation du *Bti* concernent la vérification du potentiel infectieux de cette bactérie et de la toxicité aiguë de ses cristaux non solubilisés (Siegel *et al.* 1987).

Dans un rapport de l'Organisation mondiale de la santé sur l'innocuité du *Bti* sur les mammifères, Shadduck (1980) conclut, après avoir exposé des souris, des rats et des lapins à des préparations de *Bti* provenant de trois souches standard (bactéries servant pour les formulations commerciales) par voies orales, oculaires, intrapéritoniales et intracérébrales, que : 1) l'injection de *Bti* n'a aucun effet négatif à moins que plus de 1 million (10^6) de cellules viables ne soient introduites directement dans le cerveau; 2) aucune multiplication du *Bti* ne se produit chez les mammifères — les bactéries peuvent persister au site de l'injection pour deux à trois semaines et se logent dans la rate où elles peuvent être détruites; 3) sous forme de poudre, le *Bti* appliqué sur un œil n'est que légèrement irritant et ne peut y persister plus de un mois suivant la période d'application. Les mêmes conclusions furent obtenues suivant l'évaluation de l'innocuité de six préparations commerciales de *Bti* (Siegel *et al.* 1987). Siegel et ses collèges notent que, chez le

rat, toutes les préparations sont toxiques lorsqu'elles sont injectées dans le cerveau à des concentrations excédant 10 millions (10^7) de bactéries. Ils précisent cependant qu'une injection par voie intracérébrale représente un cas extrême d'exposition au *Bti*, et que, de plus, des bactéries prouvées non pathogènes injectées de cette façon peuvent aussi causer la mort. Les mêmes auteurs signalent que le *Bti* a disparu du cerveau en l'espace de 27 jours et que les poumons étaient stériles en moins de trois jours suivant son inhalation, stipulant que, bien que les vitesses d'élimination des bactéries aient été différentes entre les souris normales et les souris immunodéficientes, un système immunitaire intact n'était pas essentiel à la prévention d'une infection par le *Bti*.

Séparés des bactéries, des spores et des débris du milieu de croissance, les cristaux purifiés de *Bti* n'ont causé aucun effet toxique lorsqu'ils avaient été administrés par voie orale, sous-cutanée ou intraveineuse chez la souris, ou appliqués sur des cultures de tissus (moustiques, lépidoptères, souris et porc), ou sur des érythrocytes — globules rouges — de cheval, de mouton et d'humain (Thomas et Ellar 1983). Cependant, les mêmes auteurs démontrent que solubilisés par incubation dans une solution à pH > 10,5 (simulant ainsi la condition alcaline extrême du tractus digestif des insectes), ces mêmes cristaux peuvent être toxiques lorsqu'ils sont administrés par voie sous-cutanée et intraveineuse chez la souris, et produisent un effet cytolytique (destruction de cellules) et hémolytique (destruction des globules rouges) sur les différentes cultures et préparations testées (Thomas et Ellar 1983). Dans une étude sur l'effet toxique des cristaux solubilisés de *Bti*, Roe et ses collègues (1991) rapportent que l'injection de cristaux solubilisés dans l'hémolymphe a causé la mort d'une variété d'insecte (ex. moustiques, mouches domestiques, coquerelles et papillons), et que l'injection intrapéritoniale est la seule voie qui a provoqué la mort chez le rat (dose : 9 mg cristaux dissous/kg de poids animal), la souris (1,4 mg/kg) et la caille japonaise (30 mg/kg) (Roe *et al.* 1991; Kallapur *et al.* 1992). Les injections par voies orales (plus de 30 mg/kg chez la souris), sous-cutanées (9 mg/kg chez le rat), intraveineuses (21 mg/kg chez le rat), intratrachéales et intranasales n'ont causé aucune mortalité sur les mêmes animaux (Roe *et al.* 1991).

Qu'ils soient ingérés intacts ou solubilisés, les cristaux de *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* ne sont toxiques que pour certains insectes. Exposé de façons conventionnelles (orale, oculaire, inhalation, sous-cutanée), le *Bti* ne démontre aucun caractère virulent ou envahissant chez les mammifères. Sous des conditions opérationnelles, les dangers encourus par une personne exposée à des formulations commerciales de *Bti* se résument principalement à l'absorption accidentelle d'un produit contenant possiblement des spores (certaines formulations) et des cristaux non dissous (toutes les formulations) par voie d'ingestion, d'inhalation et de contacts oculaires ou sous-cutanés (ex. lésion de la peau). Dans la majorité des travaux rapportant un effet toxique, les voies d'applications et les doses étaient sélectionnées pour compromettre le plus possible le système de défense naturelle du sujet testé, d'où par exemple, l'utilisation de cristaux dissous en milieu alcalin — condition indispensable à l'induction d'un effet toxique. Bien que ces conditions ne représentent pas nécessairement celles que l'on rencontre en « nature », elles nous indiquent la marge de sécurité disponible lors de l'utilisation.

L'ensemble des études sur l'innocuité du *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis*, et particulièrement celles du Département de pathologie vétérinaire de l'Université de l'Illinois (World Health Organisation Center for Safety of Biological Agents to Mammals), **indique que cet entomopathogène peut être utilisé sans risque pour les humains et tout autre mammifère potentiellement exposé** (Shadduck 1980, Thomas et Ellar 1983, Lacey et Undeen 1986, Siegel *et al.* 1987, Siegel et Shadduck 1990a et 1990b, Roe *et al.* 1991, Kallapur *et al.* 1992; Siegel 2001). Cependant, il est important de se rappeler que la manipulation de tout produit à base de microorganismes doit toujours se faire dans un minimum de conditions de sécurité.

Pour de l'information concernant le processus d'homologation des insecticides biologiques au Canada, le lecteur peut consulter le site Web de l'Agence de réglementation de la lutte antiparasitaire .

3.5 Innocuité du *Bti* pour les humains et les animaux domestiques

Trois rapports dans la littérature scientifique font état de l'implication possible de *Bacillus thuringiensis* dans des cas d'infections d'humains et d'animaux domestiques. Les deux premières instances relatent l'isolation de *Bt* de lésions associées à une mastite bovine fatale (Gordon 1977) et d'un ulcère oculaire chez un humain accidentellement éclaboussé par une formulation insecticide commerciale (Samples et Buettner 1983). Le troisième cas implique le *Bt* var. *israelensis* dans un accident de laboratoire où un étudiant s'est accidentellement injecté dans la main, une suspension très concentrée de spores de *Bti* (6×10^8/ml), contaminée par une autre bactérie (*Acinetobacter calcoaceticus* var. *anitratus*) causant d'après les auteurs des effets cliniques sérieux (Warren *et al.* 1984).

Dans les trois cas, les auteurs n'ont pu établir de façon concluante que le *Bti* était l'agent causal des problèmes décrits. À l'exception du dernier cas où il est clairement établi que le début des problèmes coïncide exactement avec l'exposition au *Bti*, dans les deux autres cas, la présence du *Bt* ne fut démontrée que plus tard après l'apparition des problèmes. D'après Siegel et Shadduck (1990b), le seul fait d'avoir retrouvé du *Bt* dans une lésion n'est pas une preuve suffisante pour conclure qu'il est l'agent causal de la pathologie, poursuivant qu'à la lumière de leurs expériences d'infection et de persistance, ils ont démontré que le *Bti* peut persister dans un organisme pendant des semaines sans causer d'infection. Dans une revue de littérature, Siegel (2001) rapportait que dans les études sur l'innocuité des souches de *Bacillus thuringiensis*, on oubliait de nombreux éléments dont le facteur de comparaison corporelle et que de fait, des auteurs faisaient fausse route dans leurs conclusions. Par exemple, une injection sous-cutanée de 10^8 spores (cent millions) de *Bti* dans une souris correspondrait à une injection de 10^{11} spores (cent mille millions) chez un humain; une situation dont les probabilités de se produire sont pour ainsi dire inexistantes. En 1999, un groupe d'experts mandatés par l'Organisation mondiale de la santé (OMS) en venait à la conclusion que les souches de *Bacillus thuringiensis* utilisées pour le contrôle des pestes agricoles et forestières ainsi que le *Bti* étaient très sécuritaires; suffisamment pour que l'on accepte que des formulations de *Bti* soient mises dans

l’eau de consommation afin de détruire les larves de moustiques (WHO, 1999).

Dans un rapport sur l’utilisation de larvicides pour contrer la transmission du virus du Nil (VNO), l’Institut national de santé publique (INSPQ) conclut que l’utilisation des insecticides à base de *Bti* ne présente pas de risques notables pour la santé publique (Chevalier *et al*. 2002).

3.6 Formulations commerciales du *Bti*

Comme bien d'autres bactéries, le *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* est cultivé par fermentation dans un milieu scientifiquement développé. Puisque les cristaux sont la source de l'effet larvicide, la composition du milieu de culture et tous les paramètres environnementaux sont ajustés pour assurer leur production optimale, c'est-à-dire favoriser, entre autres, le plus grand nombre de cycles germination—multiplication—sporulation. Il n'est donc pas surprenant, considérant l'énormité des sommes d'argent consacrées au marché des insecticides biologiques, que les méthodes de fermentation et de préparation des différentes formulations demeurent un secret industriel bien gardé. Il est cependant possible, sans connaître le nom et les proportions exactes des produits utilisés dans la production et la formulation d'insecticide à base de *Bti*, d'identifier les grands groupes d'éléments qui donnent à une formulation, ses caractéristiques.

Suivant une fermentation sous des conditions optimales, le matériel particulaire (cristaux, spores, débris cellulaires et matériel non soluble) est séparé du milieu de culture par filtration ou centrifugation. Séchée ou partiellement déshydratée, la « pâte » ainsi obtenue constitue la « matière active » utilisée dans la confection des diverses formulations. Bien qu'elle puisse être directement utilisée comme insecticide, cette matière est davantage transformée pour être plus adaptée aux exigences des conditions opérationnelles de terrain, afin d'assurer un contrôle efficace des populations d'insectes visés (Bernhard et Utz 1993). À cette fin, les principaux objectifs lors de la formulation d'un produit sont :

1. l'obtention d'un taux d'activité larvicide prédéfini tel qu’il est décrit sur l'étiquette d'un produit, par l'utilisation de diluant (s) (ex. eau, huile végétale, poudre d'argile) ;

2. l'obtention de propriétés physiques facilitant la manipulation, le mélange et l'application d'un produit, par l'addition de produit (s) inerte (s) (ex. émulsifiant, agent antimoussant, sable, concassé de maïs);
3. le maintien de l'intégrité biologique du produit jusqu'à la date d'expiration indiquée, par l'addition de produit (s) stabilisateur (s) (ex. agent anti-oxydant, agent antibactérien);
4. l'augmentation, dans certains cas, de la palpabilité et de la persistance du produit, par l'addition de produits adaptés (ex. agent permettant de rendre le matériel plus attrayant pour l'insecte visé, agent permettant de maintenir l'activité du matériel après son application); et
5. la fabrication d'un produit possédant un bon rapport, rendement-coûts.

Les produits commerciaux à base de *Bti* se présentent généralement sous quatre grands types : les poudres, les granules, les briquettes et les liquides. Le choix de la formulation à employer dépend de l'insecte visé par le contrôle, du type d'environnement à traiter et de son accessibilité, et de la persistance de l'effet toxique visée par l'applicateur. Voir l'annexe 1 pour la liste des produits homologués au Canada. Au Québec, dans le cas du contrôle des populations larvaires de mouches noires, les formulations liquides sont presque exclusivement utilisées en raison de leurs facilités de manipulation et de leurs propriétés dispersantes en eaux courantes. Ces mêmes formulations liquides sont aussi couramment employées pour le contrôle des larves de moustiques. Toutefois, les formulations granulaires sont de préférence utilisées lorsque la végétation interfère avec l'application aérienne du produit — les granules pénètrent plus aisément le couvert végétal pour se rendre dans l'eau du gîte. Présentement au Canada, seuls les formulations liquides et les granules sont homologués. Il est cependant connu que les briquettes, en raison de leurs formulations permettant le relargage continu du produit actif, sont utilisées dans certaines régions des États -Unis où les traitements doivent être régulièrement répétés sur des gîtes à accès limités. Les poudres de *Bti* ne sont plus utilisées, puisqu'elles ont été remplacées par des formulations améliorées de type liquideet granulaire.

Il n'existe aucun test chimique ou immunologique permettant d'évaluer facilement la quantité de cristaux présents dans une formulation donnée, d'où l'incapacité d'exprimer, sous forme de poids (ex. mg/l), la quantité de toxine réelle. Le potentiel larvicide d'une formulation est donc évalué directement par un test de toxicité (essai biologique ou bio-essai) sur des larves d'*Aedes aegypti*, un moustique possédant une répartition quasi mondiale. Un bio-essai est essentiellement une mesure de l'interaction entre un insecte-test et la substance toxique choisie. La réponse la plus dramatique d'un individu à une toxine en est une facilement observable : sa mort. Par ailleurs, l'expression la plus précise du pouvoir mortel est la DL_{50} (dose létale 50 %), la concentration qui tuera 50 % du groupe d'individus exposés. Cette concentration est déterminée en exposant différents groupes d'individus à des concentrations variables de toxines, en laissant incuber les individus pour un certain temps, en observant la mortalité dans chacun des groupes et en déterminant mathématiquement ou graphiquement la DL_{50} par régression. La DL_{50} est un excellent outil, mais la vigueur des insectes -tests et leur réponse à la toxine peuvent varier de jour en jour; ce qui fait conséquemment fluctuer la DL_{50} et diminuer la précision de l'évaluation. La solution est donc d'effectuer simultanément le même test sur la même population d'insectes en employant une préparation standard, pour ensuite comparer les deux DL_{50}. Connaissant l'activité toxique de la préparation standard, le potentiel d'une formulation est exprimé en fonction d'unité insecticide en utilisant l'équation suivante :

$$\text{Activité de la Formulation (UIT/mg)} = \frac{DL_{50}\ \text{Standard}}{DL_{50}\ \text{Formulation}} \times \text{Activité du Standard (UIT/mg)}$$

par exemple : après les essais biologiques, la DL_{50} de la formulation est estimée à 10 mg/l et la DL_{50} de la préparation standard, à 20 mg/l; sachant qu'il a été décrété que la préparation standard a une activité de 15 000 UIT, l'activité de la formulation sera donc :

$$\text{Activité de la Formulation (UIT/mg)} = \frac{20\ \text{mg/l}}{10\text{mg/l}} \times 15\,000\ \text{UIT/mg} = 30\,000\ \text{UIT/mg}$$

Ce potentiel toxique est généralement exprimé en Unité internationale toxique

(UIT) ou en Unité *Aedes aegypti* (UAA) selon le type de préparation standard utilisée. Initialement, le potentiel toxique d'une formulation était exprimé en nombre de spores par gramme de produit. Cependant, puisque le nombre de cristaux engendrés n'a aucun lien avec celui des spores lors de la production en masse du *Bti*, et que l'effet insecticide provient exclusivement des cristaux, cette pratique fut délaissée au profit du système des unités internationales. Le potentiel toxique de toute formulation se doit de correspondre à un niveau minimal annoncé par les spécifications du produit (potentiel toxique spécifié par le manufacturier lors de l'homologation du produit par Santé Canada), d'où l'affichage de ces unités sur l'étiquette. Le consommateur est donc assuré de la constance de la formulation. Cependant, il est à noter que ces unités ne sont pas nécessairement une indication de l'efficacité sous conditions de terrain. De plus, le potentiel toxique d'une formulation sur une population de mouches noires ne peut être prédit à partir de l'activité toxique des cristaux de *Bti* exprimée en UIT, donc évaluée sur les larves de moustiques (Molloy *et al.* 1984).

4. LE CONTRÔLE

Au Québec, seul le *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* est utilisé pour le contrôle des larves de moustiques et de mouches noires. La fréquence d'utilisation varie d'une année à l'autre selon les demandes de la clientèle. En vertu du *Règlement relatif à l'application de la Loi sur la qualité de l'environnement* (R.R.Q., c.Q-2, r.1.001, art.2, 10^0 d), les travaux comportant l'utilisation de pesticides dans un milieu aquatique pourvu d'un exutoire superficiel vers un bassin hydrographique doivent être autorisés au préalable par le ministère de l'Environnement du Québec. Le nombre de projets nécessitant une autorisation du ministère a substantiellement augmenté depuis 1990, passant de 5-6 à plus de 25 en 2003. Au début, les demandes de traitements larvicides provenaient principalement des chantiers hydroélectriques, des secteurs miniers, de villes situées dans les zones avec une forte nuisance (Abitibi, Côte-Nord). Au cours des

années, se sont rajoutés des villes et villages à vocation touristique. Dans le cadre de deux premiers plans d'intervention de protection de santé publique contre le VNO (années 2002 et 2003), une bonne partie du grand Montréal métropolitain a été traité au *Bti* et au méthoprène (dans les puisards de rues), dans le but de réduire les populations de moustiques vecteurs de la maladie. Les traitements utilisent diverses formulations (liquide et granules) à base de *Bti* et se déroulent de mai à septembre.

4.1 Paramètres influençant l'efficacité du *Bti*

Comme expliqué dans le chapitre précédent, plusieurs étapes sont nécessaires à l'obtention d'un effet toxique occasionné par des cristaux de *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis*, particulièrement l'ingestion et la digestion de ces cristaux. Ces deux étapes sont directement liées à l'activité comportementale et physiologique de l'insecte. Cependant, l'ingestion des cristaux est aussi directement rattachée à plusieurs facteurs limitant leur disponibilité (Fig. 6). Puisque les cristaux doivent être digérés et que les segments toxiques résultants doivent se fixer sur les cellules du tube digestif pour induire l'effet toxique, le transit intestinal — c'est-à-dire le temps pris par une masse de nourriture pour passer de la bouche à l'anus — et le niveau d'activité enzymatique sont des éléments clefs de l'effet toxique La vitesse à laquelle un volume de nourriture se déplace à l'intérieur du tube digestif (moustiques ou mouches noires) ne dépend que d'un seul facteur : la quantité de matériels ingérée. Le déplacement est induit presque uniquement par paquetage — le matériel fraîchement ingéré « pousse » le matériel déjà ingéré. C'est donc dire que, lorsque les larves de moustiques et de mouches noires cessent d'ingérer, la masse alimentaire ne se déplace que très lentement et, qu'à l'inverse, l'ingestion rapide et l'ingestion de grosses particules induisent une vitesse de transit plus rapide. Les larves de moustiques et de mouches noires ne sélectionnent pas vraiment la nourriture qu'elles ingèrent, elles ne peuvent qu'ajuster la vitesse à laquelle elles filtrent selon, entre autres, la densité et la palpabilité des particules rencontrées. Contrairement aux larves de mouches noires, les larves de moustiques peuvent ingurgiter des quantités importantes d'eau. Une petite larve de 15 mm est

capable de filtrer plus de 5 ml d’eau par jour (une cuillerée à thé !)

En général, les taux d'ingestion diminuent lorsque les températures se rapprochent des limites inférieures et supérieures sur l'échelle des températures à laquelle les différentes espèces sont adaptées. En moyenne, le transit intestinal des larves de moustique et de mouches noires est d'environ 30 minutes. Sous une condition optimale de température et de nourriture, le transit intestinal peut être réduit à 10 minutes ou moins. Tant qu'à l'activité enzymatique, elle dépend presque exclusivement de la température. Ainsi, à un niveau fixe d'activité enzymatique, un transit intestinal trop rapide, ou la présence trop importante de particules autres que les cristaux de *Bti*, n'allouerait pas suffisamment de temps pour permettre l'activation et l’action toxique des cristaux contenus dans une masse d'aliment (le bol alimentaire) ou un certain volume d'eau ingéré. En conséquence, les paramètres qui influencent le transit intestinal et l'activité enzymatique vont influencer l'activité toxique des cristaux de *Bti*.

La disponibilité des cristaux de *Bti*, pour l'ensemble des organismes vivants dans l'habitat traité, dépend initialement de la quantité appliquée et du temps d'exposition — c'est-à-dire le temps où ils sont en présence des cristaux. Par la suite, des phénomènes comme l'adsorption (ex. cristaux se « collant » sur la végétation), la sédimentation (ex. cristaux se déposant lentement sur le fond à cause de leur masse ou parce qu'ils se sont adsorbé à des particules plus pesantes) et la filtration (ex. cristaux retenus dans le lit d'une rivière ou ingérés par d'autres invertébrés filtreurs) peuvent affecter la disponibilité. La précision avec laquelle les cristaux sont délivrés aux insectes cibles influence aussi leur disponibilité (ex. l'utilisation d'une formulation flottante pour exposer le plus longtemps possible aux cristaux, une espèce de moustiques se nourrissant principalement à la surface d'une mare). En conséquence, les paramètres affectant les conditions de traitement et les caractéristiques physiques du milieu vont influencer l'activité toxique des cristaux de *Bti* (Fig. 6).

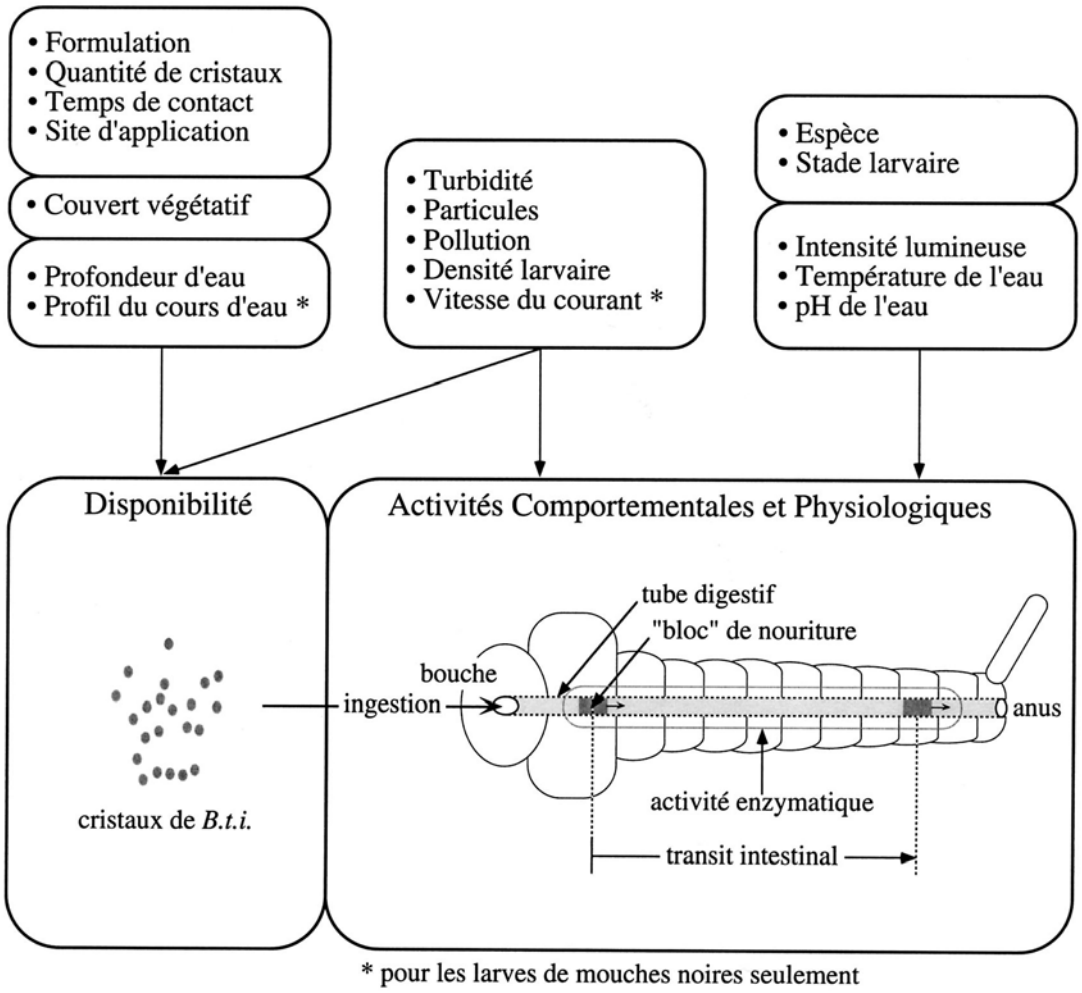


Figure 6: Représentation schématique des principaux facteurs opérationels, biologiques et environnementaux pouvant influencer l'activité toxique des cristaux de *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* sur les larves de moustiques et de mouches noires (Source: Dr. J. O. Lacoursière et Dr. J. Boisvert, Université du Québec à Trois-Rivières).

En plus d'être influencée par les paramètres de traitement, l'activité toxique des cristaux de *Bti* est assujettie à une variété de facteurs biologiques et environnementaux rencontrés dans l'habitat naturel des larves de moustiques (étang et eau stagnante) et de mouches noires (eau courante). L'influence de ces paramètres a fait l'objet de plusieurs études en laboratoire et sur le terrain. Bien qu'une bonne partie de ces recherches aient été conduites en régions tropicales, puisqu'elles visaient le contrôle d'espèces vectrices de maladies infectieuses comme la malaria et l'onchocercose, il existe quand même de l'information sur l'efficacité des cristaux de *Bti* en régions plus nordiques, comme le Québec. Nous ne rapportons ici qu'un sommaire des principaux paramètres biologiques et environnementaux déterminés par ces études.

4.1.1 Paramètres influençant l'efficacité du *Bti* chez les moustiques

Espèces : les espèces de moustiques démontrent différents niveaux de susceptibilité aux cristaux de *Bti*. En général, les larves de *Culex* sont les plus susceptibles, les larves d'*Aedes* et d'*Ochlerotatus* sont autant ou légèrement moins susceptibles et les larves d'*Anopheles* sont les plus résistantes lorsqu'elles sont exposées à la même quantité de cristaux de *Bti*. Cette différence de susceptibilité, aussi présente à l'intérieur d'un même genre (ex. les espèces appartenant aux genres *Culex*, *Aedes*, *Ochlerotatus* ou *Anopheles*), serait causée par des variations comportementales (Aly *et al.* 1988) et physiologiques des différentes espèces, mais elle est clairement reliée au comportement des cristaux dans l'environnement (Aly et Mulla 1986; Rashed et Mulla 1989, Mulla 1990). Par exemple, les larves de *Culex* et d'*Aedes* se nourrissent activement à travers toute la colonne d'eau d'une mare. Puisque les cristaux de *Bti* sédimentent lentement, les larves de ces deux genres sont donc en position d'ingérer une quantité létale de cristaux durant cette période. Par comparaison, les larves d'*Anopheles*, qui se nourrissent principalement à la surface d'une mare, n'auront peut-être pas le temps d'ingérer la quantité létale de cristaux puisque ceux-ci se déposent sur le fond de la mare. Une formulation adéquate peut cependant modifier cette susceptibilité relative. Les larves d'*Anopheles* démontrent un plus haut taux de mortalité si les cristaux de *Bti* sont livrés par une formulation flottante (Cheung et Hammock 1985; Aly *et al.*

1987). Bien qu'une différence quant au type et au nombre de « récepteurs » puisse exister entre les diverses espèces de moustiques (Becker et Margalit 1993), le comportement alimentaire — la façon dont les différentes espèces de moustiques s'alimentent — serait l'une des causes principales des variations de susceptibilité observées. D'après Mahmood (1998), les larves d'*Anopheles* ingèrent 10 fois moins de nourriture par unité de temps que les larves d'*Aedes*. Ceci expliquerait, en partie, la différence de sensibilité de ces deux espèces envers le *Bti*.

Stades larvaires : généralement, chez la plupart des espèces étudiées, les larves les plus jeunes sont plus susceptibles que les plus âgées. En vieillissant, les larves deviennent significativement moins susceptibles à la même quantité de cristaux de *Bti* : en général, des larves de stade II sont 1,5 à 5 fois plus susceptibles que des larves de stade IV (Mulla 1990; Nayar *et al*. 1999). Les larves de stade IV ne se nourrissent que très peu, car elles commencent la nymphose (stade où la métamorphose au stade adulte se produit). Tout comme les larves en phase de mue (le passage d'un stade larvaire à un autre), les nymphes sont totalement insensibles aux cristaux de *Bti* puisqu'elles ne s'alimentent pas. Comme il existe toujours une partie de la population en phase de mue (l'éclosion des œufs et le développement larvaire sont non synchrones pour plusieurs espèces), un traitement larvicide ne peut donc induire la mortalité chez 100 % de la population. De même, un traitement tardif sur une population en nymphose ne produira que des résultats mitigés.

Température : habituellement, une même quantité de cristaux de *Bti* induit un taux de mortalité inférieur en eau froide qu'en eau chaude (Becker et Margalit 1993, Nayar *et al*. 1999). Cette baisse de toxicité est imputable à une réduction de l'activité métabolique (réduction de l'ingestion et de l'activité enzymatique) observée lorsqu'un insecte est exposé à des températures s'approchant de la température minimale à laquelle on le retrouve normalement dans l'environnement. Il est à noter qu'à basses températures, certaines formulations démontrent un faible taux de mélange et de dispersion, ce qui réduit la disponibilité des cristaux de *Bti*.

Intensité lumineuse : généralement, une luminosité trop intense (ex. à midi,

lorsque le soleil est au zénith dans un ciel sans nuage) réduit l'activité larvicide des cristaux de *Bti* (Becker *et al.* 1992; Becker et Margalit 1993). L'intensité lumineuse est un facteur affectant le comportement larvaire.

Densité larvaire : pour obtenir la même mortalité (ex. 90 % de la population), une quantité plus élevée de cristaux de *Bti* est nécessaire lorsque le nombre de larves par unité de volume est élevé. Habituellement, pour obtenir le même taux de mortalité, une mare contenant une densité larvaire élevée (50-100 larves/litre) devra être traitée avec 1,5 à 2 fois plus de produit qu'une mare contenant une faible densité larvaire (5-20 larves/litre) (Mulla *et al.* 1982b; Becker et Ludwig 1983; Aly *et al.* 1988; Nayar *et al*. 1999). La présence élevée d'invertébrés se nourrissant également de particules en suspension (ex. certains crustacés et mollusques) peut aussi induire le même effet (Becker et Margalit 1993). Dans la pratique, les dosages sont déterminés en fonction de la surface à traiter et non de la densité larvaire. On assume donc toujours une densité maximale de larves présentes dans le milieu à traiter.

Présence de particules et de pollution organique : généralement, plus l'habitat contient de la matière organique et des matières colloïdales (petites particules de « gelée » provenant de l'agglutination de produits dissous) en suspension, plus la quantité de cristaux de *Bti* doit être élevée pour le même taux de mortalité (Ramoska *et al.* 1982; Margalit et Bobroglio 1984). L'adsorption des cristaux sur des particules, suivie d'une précipitation lente, diminue la disponibilité des cristaux de *Bti*. De plus, les larves exposées à des concentrations élevées de particules « nutritives » peuvent démontrer des taux d'ingestion réduits, ce qui suggère qu'elles auraient atteint le taux de satiété — elles seraient rassasiées (Mulla *et al.* 1990); par conséquent, les larves vont ingérer moins de cristaux causant ainsi une diminution de la mortalité.

Présence de pollution non organique : la présence d'une concentration élevée en chlore et en fer semble réduire l'activité toxique des cristaux de *Bti* (Purcell 1981; Sinègre *et al.* 1981; Car et de Moor 1984). La présence de pollution organique réduit aussi l'activité toxique (Becker et Margalit 1993).

Profondeur de l'eau : habituellement, à superficie égale, plus une mare est

profonde, plus la quantité de cristaux de *Bti* doit être élevée pour induire le même taux de mortalité. Puisque les larves de plusieurs espèces de moustiques se nourrissent près de la surface, l'efficacité des différentes formulations est influencée par la disponibilité des cristaux de *Bti* dans les premiers 10 cm de la surface d'une colonne d'eau (Becker et Margalit 1993).

Présence de courants : dans une mare, la présence d'un apport d'eau substantiel diminue la disponibilité des cristaux de *Bti* en induisant une dilution (réduction du nombre de cristaux par volume d'eau) et en déplaçant la masse d'insecticide hors de la zone traitée.

Couvert végétal : la présence de végétation en périphérie et au-dessus d'une mare peut intercepter les formulations de types liquides pulvérisées, poudres ou granules lors de leur application, ce qui réduit la disponibilité des cristaux de *Bti*. Concrètement, il existe des formulations de granulosités variables pour faire face aux différents types de couvert végétal.

4.1.2 Paramètres influençant l'efficacité du *Bti* chez les mouches noires

Espèces : les espèces de simulies démontrent différents niveaux de susceptibilité aux cristaux de *Bti* (Molloy *et al.* 1981; Lacoursière et Charpentier 1988). Généralement, les espèces les plus grosses semblent relativement moins susceptibles que les espèces de petites tailles (Molloy *et al.* 1981; Molloy 1990).

Stades larvaires : habituellement, chez la plupart des espèces étudiées, les larves les plus jeunes (stades I, II, III et IV) sont plus susceptibles que les plus âgées (stades V, VI et VII) (Guillet et Escaffre 1979; Guillet *et al.* 1982; Olejnicek 1986, Morin *et al*. 1988b). Les larves de stade VII ne se nourrissent que très peu ou même pas, car elles commencent la nymphose. Tout comme les larves en phase de mue, les nymphes sont totalement insensibles aux cristaux de *Bti* puisqu'elles ne se nourrissent pas. Comme chez les moustiques, une partie de la population est toujours en phase de mue, il est donc presque impossible d'induire 100 % de mortalité dans la population cible (Back *et al.* 1985). De même, un traitement tardif sur une population en nymphose ne produirait que des résultats mitigés.

Température : généralement, une même quantité de cristaux de *Bti* induit un taux

de mortalité inférieur en eau froide (ex. 0,5° C) qu'en eau chaude (ex. 22° C) (Molloy *et al.* 1981; Olejnicek 1986; Lacoursière et Charpentier 1988). Cette baisse d'efficacité n'est pas linéaire : pour une même quantité de cristaux, les larves de *Simulium decorum* démontrent une baisse rapide de susceptibilité entre 18° et 12° C, tandis que les larves du complexe *Prosimulium mixtum* démontrent la même baisse entre 12° et 4° C (Lacoursière et Charpentier 1988). Cette baisse d'efficacité est liée au ralentissement des activités comportementales (ex. ingestion intermittente) et physiologiques (ex. réduction de l'activité enzymatique) observé lorsqu'un insecte se retrouve à des températures près du minimum auquel il se développe normalement dans l'environnement (Olejnicek *et al.* 1985; Lacoursière et Charpentier 1988; Molloy 1990). À très basses températures (ex. lors du traitement des populations printanières), afin de s'assurer qu'une quantité létale de cristaux de *Bti* est ingérée, la dose maximale épandue sur une longue période est recommandée, en raison du ralentissement des activités comportementales et du faible taux de dispersion de la majorité des formulations démontrées à des températures se rapprochant du point de congélation.

Utilisant une nouvelle méthode permettant la comparaison entre diverses formulations dans un même cours d'eau, Boisvert *et al*. (2001a) ont démontré que la température de l'eau jouait un rôle important dans l'évaluation de l'efficacité de la mortalité larvaire, en rivières. Mais les formulations (de même force contre les moustiques) variaient dans leur efficacité à partir du point d'application de la formulation (Boisvert *et al.* 2001b).

Le pH : démontrée en laboratoire seulement, l'activité toxique des cristaux de *Bti* diminue avec une acidification du milieu et cet effet est plus marqué à basses températures (Lacoursière et Charpentier 1988).

Présence de végétation : la présence de végétation, comme les plantes macrophytes et les tapis d'algues et de mousses sur les différents substrats, diminue l'activité toxique des cristaux de *Bti* en réduisant leur disponibilité par adsorption et capture (filtration) (Undeen *et al.* 1984, Back *et al.* 1985; Tousignant *et al*. 1993).

Turbidité : la présence de particules en suspension dans l'eau diminue l'activité

toxique des cristaux de *Bti* en réduisant leur disponibilité par adsorption (les cristaux adhèrent sur des particules trop grosses pour être ingérées), ou par interférence (la probabilité que les cristaux soient ingérés est diminuée par la présence des particules). Il semble que cette influence serait plus intense avec des formulations produisant de grosses particules (Guillet *et al.* 1985a et 1985 b, Molloy 1990). De plus, la présence d'une grande concentration de particules « nutritives » (ex. pollution organique) peut induire un taux d'ingestion réduit. Ce ralentissement suggérerait que les larves seraient rassasiées. Dans un cours d'eau, plus la turbidité est élevée plus on doit mettre de *Bti* pour exercer un excellent contrôle.

Débit du cours d'eau : généralement, plus le débit (volume d'eau par unité de temps) est élevé, plus la portée des cristaux de *Bti* est grande (Boisvert *et al.* 2001c). La portée d'un insecticide est définie comme étant la distance sur laquelle l'activité toxique se maintient à un niveau semblable à celui obtenu immédiatement sous le point d'application. La vitesse du courant détermine la période de temps durant laquelle les cristaux de *Bti* sont disponibles pour ingestion. D'après Boisvert *et al.* (2002), une formulation peut avoir une meilleure portée qu'une autre dans une rivière à fort débit, mais l'inverse peut se produire quand les formulations sont testées dans une rivière à faible débit.

Profil du cours d'eau : habituellement, plus le rapport entre la surface du lit d'un cours d'eau et son volume est grand, plus la portée des cristaux de *Bti* est courte (Molloy 1990), et ce, possiblement en raison de la plus grande surface de contact disponible par unité de volume. La présence de relief créant des zones rapides et lentes semble diminuer la portée des cristaux par induction de circulation d'eau à travers le lit et les berges du cours d'eau, c'est-à-dire dans la zone communément appelée l'hyporhéique (Triska *et al.* 1989; Vought *et al.* 1991; Boisvert *et al.* 2002). Une étude a démontré la présence de cristaux de *Bti* à 65 cm sous le lit du cours d'eau, indiquant que l'apparition des cristaux dans le substrat de sable et de petites roches survenait très rapidement et que la perte d'insecticides dans la zone hyporhéique s'élevait à près de 35 % sur une distance de 195 m (Tousignant *et al.* 1993). La « filtration » des cristaux de *Bti* engendrée par la circulation dans la

zone hyporhéique diminue donc la disponibilité de ces derniers pour les larves de mouches noires. Les cours d'eau avec une faible zone hyporhéique (en général, les gros cours d'eau) vont permettre une portée beaucoup plus longue (Boisvert *et al.* 2002).

4.2 Préalables à l'utilisation efficace et sécuritaire d'insecticides

Comme nous venons de le constater, l'efficacité d'un insecticide « stomacal » — *i.e.* d'un produit nécessitant son ingestion — dépend beaucoup plus que du simple geste de déverser un produit dans un milieu cible. Les traitements contre les moustiques sont très différents de ceux des mouches noires, en raison de la grande variabilité d'un cours d'eau pendant une seule saison. En plus de savoir manipuler de façon sécuritaire un tel produit insecticide (en vertu de la *Loi sur les pesticides du* ministère de l'Environnement du Québec, il est obligatoire d'obtenir un certificat sur la manipulation et la sécurité d'emploi des produits insecticides), un utilisateur doit comprendre son mode d'action, mais surtout bien connaître le comportement de l'organisme cible et les paramètres environnementaux les influençant. **Les connaissances sur l'écologie des organismes cibles et sur le mode d'action du produit utilisé sont, à notre avis, indispensables pour rationaliser l'utilisation de ces pesticides et, ainsi, diminuer les quantités utilisées.**

4.3 Le contrôle des insectes piqueurs par d'autres méthodes

Depuis un certain nombre d'années, on entend de plus en plus parler de méthodes « alternatives » pour contrôler les populations larvaires et adultes des insectes piqueurs. On va même jusqu'à avancer le terme « méthodes écologiques » pour bien différencier ces méthodes de celles qui sont utilisées en lutte biologique et en lutte chimique. Les « méthodes écologiques » (qui sont de nature très biologique) font appel à des prédateurs, des pathogènes, des parasites qui naturellement s'attaquent soit aux larves ou aux adultes. Au Québec, on avance l'idée d'utiliser des prédateurs, l'utilisation de pathogènes ou de parasites étant beaucoup plus complexe. Naturellement, les prédateurs de larves d'insectes piqueurs (moustiques

et mouches noires) sont beaucoup plus efficaces que les prédateurs d'insectes adultes. Puisque les larves sont confinées dans leurs gîtes de reproduction, elles sont faciles d'accès pour le prédateur. Cependant, les adultes sont très dispersés, ce qui rend la prédation plus difficile. Récemment, Becker *et al*. (2003) faisaient état de la situation qui prévaut actuellement en ce qui a trait à l'efficacité et à l'utilité réelle de ces méthodes. Les oiseaux (hirondelle, merle bleu), les chauves-souris et les poissons ou autres prédateurs larvivores semblent avoir la faveur d'un certain public. Mais qu'en est-il au juste ?

Même si l'on sait que les oiseaux se nourrissent d'insectes, les spécialistes ne considèrent pas les oiseaux comme de bons prédateurs des adultes moustiques et mouches noires. Leur rôle est peu significatif, car souvent les périodes d'activité du prédateur et de la proie ne se chevauchent pas. Les oiseaux insectivores sont actifs le jour, contrairement aux moustiques. Bien qu'en grand nombre dans certaines régions au Québec, les insectes piqueurs sont présents de façon temporaire et sporadique (heureusement pour les humains). Dans le meilleur des cas (en haute saison!), les moustiques représentent moins de 5 % de la nourriture pour les oiseaux (Bourassa 2000).

Contrairement aux oiseaux, les chauves-souris se nourrissent durant la période d'activités des moustiques et pourraient être considérées comme de bons prédateurs, mais jusqu'à quel point les animaux peuvent-ils contrôler les populations de moustiques ? Des études sur la diète des chauves-souris soulignent que les moustiques ne représentent que 3-4 % du bol alimentaire (Arnold *et al*. 2000 cité dans Becker *et al.* 2003).

La relation prédateur-proie est un phénomène complexe, mais chose certaine, le rendement énergétique y joue un rôle crucial. Grâce à leur mode de vie et leur comportement, les moustiques et mouches noires ne sont pas de bonnes proies, leur valeur énergétique étant très faible par rapport à celle d'un papillon de nuit ou d'une grosse libellule.

Le contrôle des larves contrairement à celui des adultes semble, à première vue, plus facilement réalisable; les larves, confinées dans leur gîte, sont généralement en présence des prédateurs, alors que dans certains gîtes artificiels ou temporaires,

il n'y a pas ou peu de prédateurs. Peu importe la période du jour, certains prédateurs sont capables de bouffer de grandes quantités de larves pour se nourrir. En général, les gîtes bien nantis en prédateurs de larves ne produisent que très peu de moustiques adultes (Becker *et al*. 2003). Il existe un petit nombre d'espèces de poissons larvivores, capables d'exercer un contrôle des larves de moustiques. Leur utilisation à grande échelle a donné un certain succès, mais ces poissons exogènes sont devenus une peste dans le milieu naturel en s'alimentant sur d'autres espèces en l'absence de larves de moustiques, rendant précaire la situation écologique des ces espèces. Ce constat est suffisamment troublant pour que l'Organisation mondiale de la santé ne recommande plus l'utilisation de certains poissons larvivores dans les programmes de lutte contre les moustiques vecteurs de maladie (Becker *et al*. 2003).

Dans le cadre du programme de lutte contre le virus du Nil, le Ministère de la Santé et des Services sociaux recommande l'utilisation de poissons larvivores dans les jardins d'eau qui potentiellement peuvent devenir d'excellents producteurs de moustiques. Il serait surprenant que l'ajout de quelques « poissons rouges » ou de « guppies » puisse contrôler les populations de moustiques dans de grandes mares. Toutefois, en ce qui a trait aux petits bassins pouvant se transformer en gîtes à moustiques, les poissons larvivores sont une bonne solution écologique.

À plusieurs endroits en Amérique du Nord, on a tenté de faire le contrôle des insectes piqueurs adultes, principalement les moustiques, par l'installation de nichoirs appropriés. À ce jour, les succès se font attendre, alors que les plaintes de citoyens envahis par des hordes de chauves-souris abondent.

Plusieurs autres moyens peuvent être utilisés pour se protéger contre les piqûres des moustiques et des mouches noires. À cet effet, l'annexe 2 de ce document, Bourassa (2000) et Bourassa et Boisvert (2004) donne de l'information sur la protection personnelle et les « nouveaux produits » sur le marché.

5. IMPACTS ENVIRONNEMENTAUX

L'innocuité écologique d'un insecticide se doit d'être évaluée non seulement par la réponse immédiate d'individus isolés ou d'un groupe d'organismes, mais aussi par des recherches sur les effets possibles sur les communautés (prédateurs et même

détritivores) qui vivent dans le même habitat que l'espèce cible. Ces effets regroupent principalement les phénomènes de persistance et d'accumulation au sein de l'habitat, mais aussi les perturbations dans la chaîne alimentaire — la chaîne alimentaire est une succession d'organismes dans laquelle chacun se nourrit du précédent (ex. matériel organique ➔ algues ➔ larves de simulie ➔ poissons ➔ martin pêcheur ➔ lynx). Sauf pour de très rares exceptions, un organisme utilise toujours plusieurs sources de nourriture, s'assurant ainsi que sa survie n'est pas mise en cause par la disparition de l'une d'elles. En réalité, le concept de chaîne alimentaire est absolument théorique et les communautés réelles sont caractérisées par la présence d'innombrables liens dits « trophiques » (c'est-à-dire de nature alimentaire) entre les espèces qui les constituent. C'est donc pourquoi on préfère maintenant faire référence à un « réseau trophique ». En général, plus ce réseau est diversifié, plus la capacité de l'écosystème à gérer la disparition momentanée d'un lien (c'est-à-dire sa résilience) est grande.

Depuis la découverte du *Bti* une multitude de tests sur la sensibilité de la faune non cible à ce larvicide furent menés en laboratoire et lors d'expériences contrôlées sur le terrain en régions tropicales, tempérées et nordiques. Une bonne partie de l'information disponible provient cependant de l'examen de la faune non cible d'un plan d'eau lors de traitements opérationnels, ce qui explique l'abondance d'observations provenant des régions tropicales. Il y a une quantité considérable d'information concernant les effets à court terme des traitements au *Bti* sur les environnements aquatiques, mais très peu de données existent sur leurs effets à moyen et surtout long terme. Nous ne rapportons ici qu'un bref aperçu des études parmi les plus complètes concernant l'innocuité environnementale du *Bti*, sa persistance dans l'écosystème et les perturbations déterminées par ces études.

5.1 Effets du *Bti* sur la faune non cible

L'analyse de l'information publiée indique que le *Bti* est sécuritaire pour les organismes vertébrés et invertébrés non cibles, et qu'il n'affecte qu'un très petit groupe d'insectes. Une compilation de 77 articles scientifiques rapportant de façon explicite les effets observés lors de traitement au *Bti* en laboratoire et sur le terrain

(tableau 1) témoignent que parmi 616 taxons d'organismes aquatiques définis comme non cibles (organismes autres que le moustique et la mouche noire), plus de 15 % démontrent une réaction (mortalité, réduction en nombre ou accroissement de la dérive) suivant l'application du produit. De ces 98 taxa, 62 % (61 taxa) ont été exposés à des concentrations de *Bti* de 5 à 1000 fois la dose suggérée selon le mode d'emploi ou par le producteur. Près de 45 % (41 taxa) des organismes non cibles ayant démontré une réaction à un traitement sont des chironomides (moucherons qui ne piquent pas, proches parents des moustiques et des mouches noires) qui meurent dans près de 80 % (32 taxa) des cas, dont 72 % (23 taxa) sont des tests en surdosage. Outre les chironomides qui dans plusieurs pays sont maintenant considérés comme des espèces cibles lorsqu'ils causent une nuisance (principalement dans les bassins de décantation des usines de traitement des eaux usées, où les doses suggérées sont de 10 à 100 fois celles qui sont recommandées pour les moustiques), les 57 taxa ayant démontré une réaction à un traitement sont de façon majoritaire membres des diptères, trichoptères, plécoptères, éphémères, lépidoptères et hémiptères de même que quelques vers, crustacés, gastéropodes, poissons et algues (tableau 1). Près de 60 % (31 taxa) de ces organismes sont morts, tous à la suite d'une exposition en des conditions extrêmes de surdosage.

L'innocuité du *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* envers les organismes non cibles évoluant dans les mêmes habitats que les larves de moustiques et de mouches noires est bien établie. Les marges de sécurité par rapport aux doses (concentrations et temps de contact) opérationnelles appliquées sur le terrain indiquent que l'emploi du *Bti* est sécuritaire pour les micro- et les macro-invertébrés, les poissons, les batraciens et autres vertébrés. Ces mêmes résultats indiquent aussi que l'application du *Bti*, comme tout insecticide, doit être faite selon la dose prescrite sur l'étiquette afin d'éviter tout impact sur les espèces non cibles démontrant une faible susceptibilité aux *Bti*. D'ailleurs, le non-respect des directives affichées sur l'étiquette du produit, comme la dose à appliquer, constitue une infraction à la *Loi sur les produits antiparasitaires.*

5.2. Effets de traitements au *Bti* sur les écosystèmes aquatiques

L'évaluation des effets sur les populations et communautés non cibles des traitements insecticides ponctuels ou répétés est généralement conduite sur le terrain, en milieux naturels ou semi-naturels. Par l'entremise de l'échantillonnage de la colonne d'eau et de substrats naturels (débris, cailloux, sédiments, végétation, etc.) et artificiels (pièces de surface ou de volume définis), les variations de comportements (migrations sur les substrats et dérive dans la colonne d'eau) et les changements dans la composition (ex. nombre d'espèces, nombre d'individus par espèce) et la biomasse (poids et volume de ces populations) de la communauté animale peuvent être suivie avant, pendant et après les traitements insecticides. Ceci permet non seulement de détecter les effets chroniques du *Bti*, mais aussi les effets potentiels sur la structure du réseau trophique de l'écosystème, *i.e.* la relation existant entre les diverses sources de nourritures et les divers consommateurs.

5.2.1 Études à court terme

Les études à court terme, c'est-à-dire celles qui analysent les effets observables à l'intérieur de quelques jours ou semaines après le traitement, doivent tenir compte des comportements et phénomènes naturels associés aux divers habitats pendant ces mêmes périodes.

Dans un cours d'eau, presque tous les membres de la communauté peuvent, à un certain moment, délaisser leur position sur un substrat, pour se laisser dériver dans la colonne d'eau sur une courte distance — ce phénomène est appelé la « dérive ». La fréquence et l'intensité auxquelles les diverses espèces se retrouvent dans la dérive leur sont propres et une certaine partie de la population y est toujours présente. Ce comportement est normal et fait partie intégrante de l'écosystème des eaux courantes. **Une augmentation de l'intensité de la dérive — nombre d'organismes présents dans la colonne d'eau par unité de temps — est l'effet le plus visible engendré par tout type de traitement larvicide des populations de mouches noires**. Bien que les effets toxiques apparaissent généralement en moins de deux heures, les larves de mouches noires ne se détachent pas nécessairement de leur point d'ancrage lorsqu'elles meurent d'un traitement au *Bti*.

Selon l'intensité du courant, les larves mortes sont éventuellement arrachées du substrat, ou bien elles se décomposent sur place. Certains chercheurs ont observé que, suivant la vitesse du cours d'eau, les larves mortes peuvent être présentes sur les substrats de quelques jours (Morin *et al.* 1988a), à plus de deux semaines après un traitement (Back et al. 1985; Wipfli et Merritt 1994b). Après un traitement au *Bti*, on retrouvera donc dans la dérive un nombre accru de larves de mouches noires vivantes, moribondes ou mortes, de même qu'une augmentation du nombre de certains invertébrés non cibles. Contrairement aux larves de mouches noires qui meurent éventuellement, les invertébrés non cibles capturés dans la dérive ne démontrent que très rarement des signes d'effet adverse. Bien qu'une augmentation de l'intensité de dérive ne soit pas une indication d'un effet toxique en soi, toute intensification non naturelle des comportements conduisant à l'entrée dans la colonne d'eau place les organismes dériveurs à un plus grand risque de prédation. Comparativement à une augmentation pouvant atteindre momentanément 200 fois la valeur de prétraitement chez les larves de mouches noires, **une intensification d'environ 0 à 6 fois la valeur normale de la dérive d'invertébrés non cibles peut être observée dans les 12-24 heures suivant un traitement au *Bti*.** (Dejoux 1979; Pistrang et Burger 1984; Back *et al.* 1985; Dejoux *et al.* 1985; de Moor et Car 1986; Merritt *et al.* 1989). Quoique l'intensité de la dérive observée soit très variable selon les études, les invertébrés non cibles qui y sont le plus souvent rencontrés sont principalement certaines espèces d'éphémères et de trichoptères (Pistrang et Burger 1984; Dejoux *et al.* 1985; Yaméogo *et al.* 1988). Certains chironomides — moucherons qui ne piquent pas — y sont aussi présents et sont de façon dominante représentés par les Chironominae (Yaméogo *et al.* 1988; Jackson *et al.* 1994; McCracken et Matthews 1997). On y a aussi retrouvé certains plécoptères et lépidoptères (Pistrang et Burger 1984; Wipfli et Merritt 1994a; Jackson *et al.* 1994).

Cependant, une étude comparative des résultats d’un traitement annuel effectué entre 1989 et 1997 sur un tronçon de rivière (3.2 km; Pennsylvanie, États-Unis) avec le même produit, indique que la réponse d’un taxa non cible à un traitement au *Bti* peut varier de façon significative d’une année à l’autre (Jackson *et al.* 2002). Les auteurs ajoutent que, lorsque les résultats sont considérés dans leur

ensemble, il est difficile de conclure avec certitude que les changements dans la dérive des taxa, autre que la mouche noire, sont directement reliés au *Bti*, car un organisme ayant démontré une augmentation de sa dérive lors d'un traitement peut tout aussi bien ne pas avoir démontré de réponse lors d'un autre. Cette conclusion supporte les résultats de l'étude de Back *et al*. (1985) qui démontre que l'analyse de la dérive sur plusieurs cycles circadiens (c'est-à-dire de la variation du nombre d'individus de chaque taxa observé dans la dérive sur un cycle de 24 heures) précédant un traitement – dans ce cas quatre jours avant traitement – peut permettre de démontrer qu'à l'exception du site d'échantillonnage situé à 100m sous le point d'application les changements du taux de dérive des organismes non cibles ne sont pas significativement différents des taux prétraitements. Il est important de noter que des auteurs ayant observé une augmentation inexpliquée du taux de dérive de certains organismes non cibles ont émis l'hypothèse que les « ingrédients inertes » de la formulation (eg. produits émulsifiants, dispersants, anti-microbiens, etc., communément appelé « additifs ») pourraient jouer un rôle dans le déclenchement de cette dérive (Pistrang et Burger 1984; Gibbs *et al.* 1986).

Les « ingrédients inertes »ont également été cités comme étant probablement la cause d'effets majeurs observés à la suite d'essais en surdosage sur des organismes non cibles (Fortin *et al.* 1986; Holck et Meek 1987; Snarski 1990, Wipfli et Merritt 1994a).

Nonobstant les études sur les effets à court terme, des traitements au *Bti* sur les mouches noires en régions tempérées n'ont démontré aucune différence significative sur la quantité (nombre total d'individus et biomasse totale) et la composition taxonomique (présence relative des différentes espèces) et fonctionnelle (présence relative des différents groupes comme les filtreurs, les brouteurs, les prédateurs, etc.) de la dérive ou de la communauté benthique — individus vivant sur le fond — attribuable à l'effet du *Bti* (Merritt *et al.* 1989; Molloy 1992, Jackson *et al.* 2002). Certains de ces auteurs précisent cependant que, dans plusieurs des études publiées, certains des changements observés chez la faune non cible suivant un traitement au *Bti* pourraient être attribués à des

variations dues à l'échantillonnage plutôt qu'à un effet imputable au *Bti* (Merritt *et al.* 1989).

Dans la majorité des mares à moustiques, on ne peut pas vraiment parler de dérive puisqu'il n'y a pas de courant proprement dit. En conséquence, les effets à court terme observables dans les mares sont principalement reliés à des fluctuations en nombre d'individus (la densité) ou à des changements notables de comportement. Outre la réduction des densités de populations de chironomides citée par plusieurs auteurs (Garcia *et al.* 1980; Miura *et al.* 1980; Ali 1981; Sebastien et Brust 1981; Mulla *et al.* 1982a; Mulla 1985; Aly et Mulla 1987; Lacey et Mulla 1990; Mulla 1990; Liber *et al.* 1998; Hershey *et al*. 1998), des brûlots (cératopogonides), tipules, notonectes (espèce de punaise d'eau prédatrice des larves de moustiques), de même que certains vers (annélides oligochètes) sont cités comme organismes ayant démontré une réduction de leurs nombres suivant des traitements au *Bti* (Purcell 1981, Charbonneau *et al*. 1994, Hershey *et al*. 1998). À l'exception de l'étude de Hershey *et al*. (1998) qui indique une diminution possible du nombre d'espèces prédatrices, la grande majorité des études concluent qu'aucun effet négatif n'est apparu sur le développement et la structure des communautés non cibles lors de traitements de populations de moustiques.

5.2.2 Études à moyen et long terme

Outre l'aspect monétaire, le principal problème associé à des études à moyen et long terme, *i.e.* des études nécessitant des observations fréquentes réparties sur plusieurs mois – voire plusieurs années – est de pouvoir différencier entre les impacts potentiels d'un traitement répété et les variations naturelles des populations et des communautés observées.

Chez la mouche noire, l'effort le plus soutenu visant le contrôle des populations pestes est celui de l'Organisation mondiale de la santé (OMS) qui, en Afrique de l'Ouest, traita hebdomadairement entre 1974 et 1998 plusieurs rivières avec du *Bti* et quelques insecticides chimiques afin d'enrayer la propagation de l'onchocercose — une maladie causée par un parasite transmis par la morsure des mouches noires. Tout comme on aurait pu le prévoir durant des études à court terme, les

tanytarsinides du groupe des chironomides furent les espèces non cibles les plus sensibles au *Bti*, démontrant une raréfaction au cours des ans. Bien que moindre, une réduction des Leptoceridae (trichoptères à prédominance détritivore) fut aussi remarquée. Cependant, aucune diminution notable du nombre global d'invertébrés attribuable au traitement à long terme ne fut observée compte tenu de l'augmentation d'autres taxa comme les hydropsyches et les philopotamides — prédateurs opportunistes des larves de mouches noires (Dejoux et Elouard 1990, Crosa *et al*. 2001). Selon les auteurs de la dernière évaluation, la faible diminution du nombre total d'invertébrés non cibles observée était plutôt attribuable à l'augmentation graduelle des débits annuels au cours des dernières années de traitement (Crosa *et al*. 2001). Ce suivi environnemental n'a également révélé aucun impact direct ou indirect de ces traitements hebdomadaires (*Bti* et larvicides chimiques utilisés en rotation pour éviter le développement de résistance) sur les populations de poissons de la région (Kurtak *et al.* 1987). De plus, après une période de 14 ans, aucune évidence d'effets négatifs à long terme sur la structure de la communauté des invertébrés de ces rivières et la fonctionnalité des écosystèmes s'impose (Calamari *et al*. 1998, Crosa *et al.* 2001).

En Amérique du Nord, des conclusions semblables émergent du suivi des impacts directs (mortalité) et indirects (effets sur le réseau trophique) de traitements continus au *Bti*, instaurés en 1985 par l'État de la Pennsylvanie (États-Unis) sur plus de 2 650 km de cours d'eau (52 ruisseaux et rivières), pour contrôler la nuisance occasionnée par la mouche noire *Simulium jenningsi*. Une étude détaillée de l'un de ces réseaux (la rivière Susquehanna) s´étalant sur une période de cinq ans établit que, bien que 26 taxa aient démontré une réponse aux traitements, aucune évidence reconnaît que ces traitements annuels affectent les macro-invertébrés non cibles et les poissons de manière à entraîner des changements écologiques significatifs de la structure et de la fonction de cette rivière (Jackson *et al*. 2002). Une étude antérieure par Molloy (1992) démontre également qu'après deux ans de traitements annuels au *Bti*, aucun effet négatif sur la communauté non cible d'une rivière des montagnes Adirondack de l'État de New York n'a été observé.

Chez les moustiques, bien qu'il existe dans le monde de nombreux programmes de traitement à base de *Bti*, comme en Allemagne où 100 villes et villages sont traités depuis 1976 (Becker 2003), et au Minnesota (États-Unis) où depuis 1984 plus de 500 km^2 sont traités annuellement au *Bti*, peu d'études sur les effets environnementaux à long terme ont été publiées dans la littérature scientifique. Seule une étude s'étalant sur cinq ans, dont trois ans de traitements intensifs au *Bti* (six épandages sur trois mois, entre 1991 et 1993), a examiné explicitement l'effet de ces traitements sur la structure et le fonctionnement de l'écosystème (Hershey *et al*. 1998; Niemi *et al*. 1999). D'après ces auteurs, après un délai de deux à trois ans, les traitements auraient causé une réduction dans la richesse des taxa et le nombre total des invertébrés. Ils poursuivent en concluant que ces changements auraient perturbé le réseau trophique chez les invertébrés, sans affecter les populations de zooplancton et d'oiseaux nicheurs. Cependant, un suivi (par d'autres chercheurs) de ces mêmes populations d'invertébrés en 1997 et 1998 a démontré que les effets originellement observés entre des zones traitées et non traitées n'étaient plus aussi apparents malgré l'application intensive et continue de *Bti* depuis 1991 (Balcer *et al*. 2004).

L'établissement de projets de recherches visant l'étude systématique des effets à long terme des traitements insecticides est très complexe à réaliser sous des conditions purement expérimentales. Certaines variations dans la structure de la communauté vertébrée et invertébrée d'un habitat peuvent cependant être évaluées en comparant des zones biogéographiquement semblables ayant subi des traitements différents. Au Canada, grâce à la nature des traitements, la présence sur un même territoire de zones contiguës traitées et non traitées est favorable pour ce type d'évaluation. La multitude et la variété des habitats présentement sous traitement (mares permanentes et temporaires, ruisseaux, petites et grandes rivières, etc.) représentent une excellente source d'information et de sites d'études. Considérant les résultats des recherches faites sous des conditions semblables à celles que l'on trouve au Québec, il y a tout lieu de croire que des conclusions identiques seraient présentées pour le Québec.

5.3 Effets sur le réseau trophique

Parce qu'ils induisent une mortalité chez plusieurs groupes d'organismes occupant différentes fonctions dans l'écosystème, l'impact des insecticides chimiques sur les réseaux trophiques et la structure des communautés aquatiques et terrestres est généralement bien documenté. Bien que les principes décrivant les relations entre les diverses communautés d'un écosystème soient bien établis et démontrés, peu d'information concernant directement les effets écologiques et structuraux associés à la réduction massive, ponctuelle et récurrente d'un seul groupe d'individus circule. Toutefois, depuis la venue du *Bti*, quelques études sur les effets associés à la présence et à la disparition momentanée (ponctuelle) des larves de moustiques et de mouches noires sont publiées. Nous ne rapportons ici qu'un bref aperçu des principaux phénomènes reliés au réseau trophique et à la structure d'un écosystème pouvant être affectés par les traitements au *Bti*.

Bien que tous les chercheurs soient d'accord pour dire que les invertébrés filtreurs, et plus particulièrement les larves de mouches noires, jouent un rôle dans la transformation et la circulation du matériel organique dans l'écosystème aquatique (principalement par l'ingestion de particules ultrafines et l'excrétion de particules plus grosses), l'importance de ce rôle en relation à d'autres phénomènes varie selon les études. Plusieurs chercheurs notent une augmentation significative du nombre de grosses particules (>50µm) en suspension dans un ruisseau immédiatement en aval d'une population dense de mouches noires (Merritt *et al*. 1984, Hershey *et al*. 1996, Wotton *et al.* 1998, Malmqvist *et al*. 2001). Certains estiment qu'entre 0 et 13 % du matériel en suspension peut se retrouver au fond d'un cours d'eau à la suite de l'action des larves de mouches noires (Hall *et al*. 1996, Wotton *et al.* 1998, Monaghan *et al*. 2001) où il est recirculé.

Par suite de l'élimination (après un traitement au *Bti*) d'une importante population de larves de mouches noires (plus de 25 larves par cm^2), Morin et ses collègues (Morin *et al.* 1988a) ont observé une faible augmentation, bien que, statistiquement non significative, de la quantité de particules (en poids sec) circulant dans un cours d'eau. Bien qu'ils mentionnent que les larves peuvent ingérer entre 32 et 55 % des particules pour n'en assimiler que 8 - 9 % de la

masse, ils n'indiquent pas cependant s'il y a eu changement dans la grosseur des particules circulant dans le cours d'eau après ce traitement. Il est à noter que cette étude fut conduite dans des conditions extrêmes, *i.e.* dans des conditions où le rapport du nombre de larves en fonction du volume d'eau circulant dans le cours d'eau est très élevé.

Prédateurs (ex. odonates, plécoptères, trichoptères, hémiptères, coléoptères, têtards et poissons) et détritivores (ex. crustacés, éphémères, plécoptères) consomment des larves de moustiques et de mouches noires mortes d'un traitement au *Bti* sans que leur croissance et leur émergence en soient affectées (Sebastien et Brust 1881; Lacey et Dame 1982; Olejnicek et Maryskova 1986; Aly et Mulla 1987; Leclair *et al.* 1988; Mulla 1990; Wipfli *et al.* 1994; Wipfli et Merritt 1994a, 1994b). De plus, Wipfli et Merritt (1994a) ont remarqué que, suivant un traitement au *Bti*, les espèces détritivores troquent les morceaux de matières organiques dont ils se nourrissent habituellement pour les cadavres de larves de mouches noires. Ils indiquent aussi que la majorité des prédateurs ne démontrent généralement pas de préférence dans la consommation de larves mortes ou vivantes, mais que certaines espèces peuvent afficher des préférences transitoires. Certains chercheurs (Wotton *et al.* 1993) signalent cependant que les habitudes alimentaires d'une espèce prédatrice peuvent fluctuer d'un individu à l'autre et d'une journée à l'autre. Wipfli et Merritt (1994b) ont aussi observé que la réduction du nombre de larves de mouches noires peut affecter de façon différente le comportement alimentaire d'un prédateur de type spécialiste (préférant un type de proies) et celui de type généraliste (n'ayant pas vraiment de préférence pour un type de proies). Ils précisent que, dans un milieu pauvre en larves de mouches noires, les prédateurs généralistes seront les moins affectés puisque ceux-ci consomment plus aisément des proies « alternatives ». Ils signalent cependant que la croissance de ces mêmes prédateurs dans un environnement pauvre ou riche en larves de mouches noires est identique.

Parce que le *Bti* est l'un des insecticides les plus sélectifs présentement disponible pour le contrôle des moustiques et des mouches noires, les chercheurs l'utilisent comme un outil pour étudier les perturbations du réseau trophique des systèmes

aquatiques (Morin *et al.* 1988a, Monaghan *et al*. 2001). Toutes les recherches dans ce domaine arrivent à la conclusion que tout organisme vivant a un rôle dans l'écosystème, mais que ce rôle n'est qu'à de très rares exceptions tenu par une seule espèce ou même groupe d'individus (Fig. 1). **On peut donc s'attendre à ce que l'intensité de ce type d'impact soit inversement proportionnelle à la complexité de l'écosystème, *i.e.* que moins l'écosystème local abritant la population de mouches noires ou de maringouins traitée est complexe (faible nombre d'espèces), plus celui-ci peut être affecté par la disparition de ces derniers**.

Pour une analyse plus détaillée se rapportant à l'effet du *Bti* sur les organismes non cibles, consultez la revue de littérature de Boisvert et Boisvert (2000).

5.4 Persistance du *Bti* dans l'environnement

Lorsque l'on parle de la persistance du *Bti* dans l'environnement, on se doit de tenir compte de trois éléments : la persistance de l'effet toxique des cristaux, la persistance physique du cristal en tant qu'agglomération de protéines et la persistance de la bactérie sous forme de spore.

La persistance de l'effet toxique du *Bti* dépend principalement de la disponibilité des cristaux (voir section 3.1 et figure 6). Généralement, à l'exception des briquettes (qui relarguent du *Bti* sur une base continue pendant plusieurs jours, voire plusieurs semaines), l'effet toxique de la majorité des formulations commerciales sur la faune cible s'estompe rapidement, suivant un niveau de toxicité initial élevé jusqu'à sa disparition en quelques jours dans les milieux lotiques (Mulligan *et al.* 1980; Davidson *et al.* 1981; McLaughlin et Billodeaux 1983; Mulla *et al.* 1985; Su et Mulla 1999) et, en quelques minutes, en eau courante (la période d'activité toxique se limite au passage du « nuage » d'insecticide dans la rivière ou le ruisseau). **En général, on remarque que l'éclosion et le développement de nouvelles larves de moustiques sont observables trois ou quatre jours après un traitement de leur habitat.** Cette

faible persistance de l'activité toxique est attribuable à la floculation, l'adsorption sur des substrats naturels (eg. les algues recouvrant les plantes submergées) et à la sédimentation des cristaux de *Bti,* et ce, quoique leur durée de vie — *i.e.* leur présence physique — s'étende sur plusieurs semaines, voire possiblement des années en laboratoire et sur le terrain (Dupont et Boisvert 1985, Boisvert et Boisvert 1999). Les cristaux ainsi « immobilisés » conservent leur potentiel toxique pour les espèces sensibles et demeurent amorphes pour tout organisme ne possédant pas les conditions physiologiques nécessaires à leur activation. Cette immobilisation n'est pas nécessairement permanente puisqu'une agitation et une resuspension des sédiments peuvent rétablir une partie de l'activité toxique (Sheeran et Fisher 1992). De même, on a pu récupérer, par filtration des sédiments, près de 90 % de l'activité toxique des cristaux de *Bti,* et ce, jusqu'à 22 jours suivant leur application (Ohana *et al.* 1987).

Bien que la germination des spores et la croissance des cellules végétatives soient possibles dans les cadavres de moustiques traités au *Bti* (Aly 1985), cette bactérie est incapable d'établir et de maintenir un niveau d'infection capable de contrôler une population naturelle de moustiques ou de mouches noires (Ramoska *et al.* 1981, Boisvert et Boisvert 1999).

Aucun cas d'activité larvicide résiduelle n'est rapporté en eaux courantes, bien que des cristaux de *Bti* aient été retrouvés dans les tapis d'algues, de mousse et d'herbes recouvrant le fond du cours d'eau, de même qu'à plus de 60 cm sous le lit de celui-ci dans la zone appelée « hyporhéique » (Tousignant *et al.* 1993). À partir des échantillons prélevés, des mortalités allant de moins de 10 % (herbes et sédiments fins) à plus de 90 % (tapis d'algues et de mousse) furent observées en laboratoire sur des larves de moustiques. Les cristaux, comme les spores, sont donc « filtrés » par ces différents compartiments de l'habitat, lorsque l'eau chargée de ces substances y circule. Des études menées en Suède (Vought *et al.* 1991) et aux États-Unis (Triska *et al.* 1989) sur le comportement des pollutions agricoles ont clairement démontré la présence d'un échange d'eau important entre le cours d'eau, son lit et ses berges — l'eau entre dans le lit ou les berges pour en ressortir plus loin, agissant ainsi comme un filtre. Aucune étude sur le comportement des spores

et cristaux de *Bti* n'a cependant été conduite pour déterminer combien de temps ils demeurent « immobilisés » dans ces zones.

Les cristaux et les spores de *Bti* sont présents dans l'écosystème aquatique pour une période qui excède celle de l'activité toxique. La durée de vie d'un cristal de *Bti* n'est pas précisément connue, mais en tant que matériels organiques — tout comme les poils, les os et la cuticule d'insectes — **les cristaux de *Bti* sont éventuellement dégradés et leurs constituantes (acides aminés) sont recyclés dans l'écosystème**. La vitesse à laquelle ils seront recyclés sera principalement dépendante de l'activité enzymatique du milieu. Cette activité est liée, entre autres, à la présence d'organismes microscopiques (ex. algues, bactéries et moisissures) et à la température du milieu. Les fluctuations naturelles du pH ne sont pas assez considérables pour jouer un rôle important dans le recyclage.

Malgré une utilisation de plus en plus fréquente depuis plus de 20 ans, il n'y a pas, à notre connaissance, d'études exhaustives concernant l'accumulation et la durée de vie des cristaux et des spores de *Bti*, à la suite de traitements répétés durant de nombreuses saisons. Cependant, dans les zones où la réinvasion est grande (comme au Québec), les doses et l'intensité des traitements demeurent semblables au cours des ans, ce qui semble indiquer qu'il n'y a pas pour le moment de phénomène imputable à la persistance des cristaux et de l'activité toxique de même qu'à la germination et la multiplication de la bactérie — *i.e.* un recyclage du *Bti*. Ces constatations sont une indication de la faible persistance dans l'environnement du *Bti* provenant des formulations insecticides.

5.4.1 Le *Bti* et l'eau potable

L'innocuité du *Bti* pour les humains et les animaux domestiques établie selon les procédures du type « Impact maximal » (cf. sections 3.4 et 3.5 de ce document) suggère que l'ingestion de *Bti* (cellules végétatives, spores et cristaux) à des concentrations retrouvées dans les systèmes aquatiques traités ne pose aucun risque pour la santé humaine (WHO 1999). Comme mesures préventives, il est cependant interdit au Canada et aux États-Unis d'appliquer directement du *Bti* dans une eau traitée prête à la consommation. Il est également recommandé de fermer la

prise d'alimentation des systèmes d'approvisionnement et d'épuration pendant la période de traitement. Néanmoins, ailleurs dans le monde, plusieurs formulations commerciales de *Bti* (identiques à celles qui sont retrouvées au Canada) sont utilisées directement dans l'eau potable (jarres et réservoirs), notamment en certains endroits de l'Afrique et de l'Asie. De plus, il est fort peu probable que des épandages de *Bti* puissent en venir à contaminer les nappes phréatiques et éventuellement se retrouver dans l'eau potable d'un puits. Des études ont démontré qu'après un épandage, le *Bacillus thuringiensis* se déplaçait très peu en profondeur dans le sol, les spores ayant une grande affinité pour les particules argileuses du sol. Par exemple, après des épandages de *Bt* sur un sol recouvert de 45 cm d'eau, les spores de *Bt* n'ont migré que de 6 cm dans le sol (Akiba 1991).

5.5 Développement potentiel d'une résistance au *Bti*

L'avènement du virus du Nil au Québec a créé une situation unique, en ce sens que des traitements à grande échelle et répétitifs (contre les larves de moustiques) au cours de l'été risquent de devenir chose courante. Ces traitements sont maintenant au centre des préoccupations de plusieurs personnes qui craignent la possibilité de l'apparition de résistance.

Le développement rapide de résistances est l'un des problèmes majeurs associés au contrôle des insectes par des produits chimiques. La possibilité qu'un insecte développe une résistance à un agent de contrôle biologique est par contre faible. La probabilité que cela se produise décroît à mesure que la complexité du mode d'action entre le pathogène et l'insecte cible s'accroît. Dans le cas du *Bti*, cette complexité provient de l'action combinée et synergique des quatre protéines associées au processus toxique des cristaux. (chapitres 3.2, 3.3). Certains chercheurs (Georghiou *et al.* 1983; Gharib et Szalay-Marzso 1986; Goldman *et al.* 1986, Saleh *et al.* 2003) ont pu induire, en laboratoire, une faible résistance au *Bti* chez certaines lignées de moustiques après plusieurs (14 à 32) générations. En élevant en laboratoire, génération après génération, les moustiques en contact continu avec une dose de *Bti* ne laissant que peu de survivants (généralement 10-25 %), ces chercheurs ont observé une augmentation de la DL_{50} — la dose

nécessaire pour induire la mortalité chez 50 % des sujets traités. Toutefois, cette résistance disparaît en quelques générations (3-4), lorsque les insectes sont replacés sous des conditions normales, *i.e.* sans exposition au *Bti* et en permettant la reproduction avec des individus provenant de d'autres lignées. Cette perte rapide de résistance indique l'instabilité génétique de celle-ci.

En Allemagne, Becker et Ludwig, (1993), n'ont constaté aucun phénomène de résistance chez les larves de moustiques, et ce, après plus de 10 ans de contrôle. De même, Kurtak *et al.* (1989) n'ont pas trouvé de résistance chez les larves de mouches noires dans les rivières traitées durant une période de sept ans avec du *Bti*. À notre connaissance, aucun document scientifique ne rapporte une résistance au *Bti* à la suite de nombreux traitements, que ce soit en milieu tropical ou tempéré, ou pour des traitements contre les moustiques ou les mouches noires. La résistance observée en laboratoire fut induite dans des pressions « extrêmes », dans un style semblable à celui des tests d'innocuité de type « Défi maximal » et ne représente aucunement les conditions observables sur le terrain. Sous des conditions opérationnelles, les insectes ne sont exposés aux cristaux de *Bti* que pour une courte période de temps et, s'ils survivent au traitement, ils peuvent se reproduire avec des individus qui proviennent de régions non traitées (immigration et émigration aidées des vents). Bien que la possibilité qu'une résistance aux cristaux de *Bti* se développe sur le terrain soit théoriquement possible, la probabilité qu'un tel événement se produise est très faible. En effet, Georghiou et Wirth (1997) ont pu démontrer que même s'il était possible de développer des lignées de moustiques résistantes à chacune des toxines prise individuellement, cette résistance observée disparaissait dès que ces toxines étaient combinées comme dans le cas du cristal naturellement produit.

Au Québec, les programmes de contrôle des moustiques dans le cadre de la lutte contre le virus du Nil (VNO) ne font appel qu'à quelques traitements au *Bti* durant l'été. Plusieurs municipalités ont également des programmes de lutte contre la nuisance (moustiques et mouches noires), mais on parle généralement de 3-4 traitements au cours du printemps et de l'été. Mais peu importe, la possibilité de développer une résistance est excessivement faible. Les traitements visent un taux

de mortalité très élevé. Il y aura certainement des générations de larves qui ne seront pas traitées (donc, pas de nombreuses générations successives continuellement exposées), des individus provenant de zones non traitées viendront se mélanger aux populations exposées (phénomène de réinvasion causé par le déplacement des moustiques adultes). Bref, on réunit les conditions **ne favorisant pas** le développement de la résistance. Comme le suggère Becker et Ludwig (1993), les utilisateurs devraient tout de même vérifier à intervalles réguliers, l'apparition possible d'espèces résistantes au *Bti*. Mais cette surveillance est très difficile à réaliser étant donné les variations de sensibilité entre les espèces et à l'intérieur d'une même espèce (Writh *et al.* 2001), et en fonction des conditions de terrain. Une attention particulière devrait être portée aux produits à relarguage lent ou à longue persistance, mais dont l'efficacité d'action en conditions de terrain laisse un certain pourcentage (10-20 %) de survivants durant plusieurs générations… c'est la façon de développer la résistance en laboratoire! La possibilité de développer une résistance avec un produit causant 80-90 % de mortalité durant 30 jours est plus grande que celle d'un produit tuant 100 % des larves durant 2-4 jours et qui voit cette efficacité réduite à 0 % en quelques jours.

Tableau 1 : **Toxicité du *Bti* sur la faune cible et non cible (organismes autres que le moustique et la mouche noire directement ou indirectement affectés par une formulation à base de *Bti*).** Pour faciliter l'accès à l'information, les organismes sont présentés en ordre alphabétique dans chacun des grands groupes (taxa) et la numérotation des références dénote la chronologie de leurs publications. Les zones ombragées indiquent les espèces cibles comme originellement déterminées par le mode d'emploi du produit (gris foncé) et les espèces maintenant identifiées comme cibles potentielles (gris pâle).

TAXA	Lotique[1]	Lentique[1]	Labo [1]	Dose[2]	Effet [3]	Réf. [4]
KINGDOM ANIMALIA						
COELENTERATA (cnidaria)						
Hydrozoa (hydra)						
Hydra sp.			x	++	aucun effet	59
PLATYHELMINTHS	x			++	aucun effet	47
Turbellaria	x			++	aucun effet	60
Planaridae			x	++	aucun effet	5
Planaridae	x			0	aucun effet	62
Dugesia tigrina			x	++	aucun effet	59
Dugesia dorotocephalis			x	++	aucun effet	5
Planaria sp.	x			0	aucun effet	30
MOLLUSCA	x			0	aucun effet	2
Bivalvia (Pelecypoda)			x	++	aucun effet	5
Bivalvia (Pelecypoda)		x		0	aucun effet	65
Bivalvia (Pelecypoda)	x			0	aucun effet	62
Corbiculidae						
Corbicula africana	x			0	aucun effet	60
Corbicula africana	x			++	aucun effet	60
Corbicula sp.	x			0	aucun effet	30
Lymnacidae						
Galba palustris			x	++	aucun effet	59
Ostreidae						
Crassostrea gigas			x	++	aucun effet	17
Ostrea edulis			x	++	aucun effet	7, 17
Sphaeridae						
Pisidium sp.			x	++	aucun effet	59
Sphaerium sp.	x			0	aucun effet	56
Gastropoda	x			0	aucun effet	24, 62
Gastropoda		x		0	aucun effet	65
Ancylidae	x			0	**dérive, +23%**	**34 ?**
Ancylidae	x			0	aucun effet	62
Burnupia capensis	x			0	aucun effet	60
Burnupia capensis	x			++	aucun effet	60
Burnupia sp.	x			0	**densité, -58%**	**30 ?**
Burnupia sp.	x			++	**densité --**	**68**

Tableau 1 : **Toxicité du *Bti* sur la faune cible et non cible** (suite)

TAXA	Lotique[1]	Lentique[1]	Labo[1]	Dose[2]	Effet [3]	Réf. [4]
Planorbidae						
Anisus leucostomus			x	++	aucun effet	59
Bulinus tropicus	x			++	aucun effet	60
Gyraulus sp.			x	++	aucun effet	13
Hippeutis complanatus			x	++	aucun effet	59
Physidae						
Aplexa hypnorum			x	++	aucun effet	59
Physa acuta			x	++	aucun effet	59
Physa sp.			x	++	aucun effet	3, 5, 13
Pleuroceridae	x			0	aucun effet	56
ANNELIDA						
Hirudinea	x			0	aucun effet	2, 34
Glossiphoniidae						
Helobdella sp.			x	++	aucun effet	3
Helobdella stagnalis			x	++	aucun effet	13
Helobdella stagnalis			x	++	aucun effet	59
Salifidae						
Salifa perspicax	x			0	aucun effet	60
Salifa perspicax	x			++	aucun effet	60
Oligochaeta	x			0	aucun effet	30, 34, 60, 62
Oligochaeta		x		0	aucun effet	9, 61, 65
Oligochaeta		x		++	aucun effet	9
Oligochaeta		x		++	**densité, -50%**	**61 ?**
Naididae	x			++	aucun effet	60
Tubificidae						
Tubifex sp.			x	++	aucun effet	59
Polychaeta						
Nereidae						
Neanthes arenaceodantata			x	++	aucun effet	42
ARTHROPODA						
CRUSTACEA						
Branchiopoda (Phylopods)						
Anostraca		x		0	aucun effet	65
Chirocephalidae						
Artemia salina			x	++	aucun effet	5
Artemia salina			x	++	aucun effet	7
Chirocephalus grubei			x	++	aucun effet	59
Cladocera		x		0	aucun effet	28
Daphnidae						
Ceriodaphnia sp.			x	0	aucun effet	6

Tableau 1 : **Toxicité du *Bti* sur la faune cible et non cible** (suite)

TAXA	Lotique[1]	Lentique[1]	Labo[1]	Dose[2]	Effet [3]	Réf. [4]
Daphnia pulex			x	++	aucun effet	59
Daphnia magna			x	++	aucun effet	7, 59
Daphnia magna			x	0	aucun effet	15
Daphnia magna			x	++	**20-80% mort.**	**15 ?**
Daphnia sp.		X		++	aucun effet	9
Simecephalus sp.			X	0	aucun effet	6
Simecephalus vetulus			x	++	aucun effet	5
Moinidae						
Moina rectirostris		x		0	aucun effet	39
Moina sp.			X	0	aucun effet	6
Conchostraca						
Caenestheriidae						
Caenestheriella sp.			X	++	aucun effet	13
Limnadiidae						
Eulimnadia sp.			X	0	aucun effet	6
Eulimnadia texana		x		0	aucun effet	39
Lynceidae						
Lynceus sp.			X	++	aucun effet	13
Copepoda			x	++	aucun effet	13
Copepoda		x		0	aucun effet	28
Cyclopoida						
Cyclopidae						
Cyclops fuscus			x	++	aucun effet	7
Cyclops sp.		X		0	aucun effet	9
Cyclops sp.		X		++	aucun effet	9
Cyclops strenuus			x	++	aucun effet	59
Cyclops vernalis			x	0	aucun effet	6
Cyclops viridis			x	++	**30% mort.**	**3 ?**
Macrocyclops sp.			X	++	aucun effet	5
Megacyclops sp.			X	++	**30% mort.**	**3 ?**
Malacostraca						
Amphipoda						
Gammaridae	x			0	aucun effet	56, 62
Gammaridae			x	++	aucun effet	5
Elasmopus bampo			x	++	aucun effet	42
Gammarus duebeni			x	++	aucun effet	69
Gammarus lacustris			x	0	aucun effet	44
Gammarus pulex			x	++	aucun effet	59
Hyalellidae						
Hyalella azteca			x	++	aucun effet	5, 51
Hyalella azteca		x		0	aucun effet	9, 61
Hyalella azteca		x		++	aucun effet	61
Decapoda		x		0	aucun effet	28

Tableau 1 : **Toxicité du *Bti* sur la faune cible et non cible** (suite)

TAXA	Lotique[1]	Lentique[1]	Labo[1]	Dose[2]	Effet [3]	Réf. [4]
Decapoda						
Atyidae						
Caradina indistincta			x	++	aucun effet	77
Cambaridae						
Orconectes limosus			x	++	aucun effet	59
Grapsidae						
Hemigrapsus sp.			x	++	aucun effet	5
Palaemonidae	x			0	aucun effet	56
Leander tenuicornis		x		0	aucun effet	75
Palaemonetes varians			x	++	aucun effet	69
Isopoda			x	++	aucun effet	5
Asellidae	x			0	aucun effet	56
Asellus aquaticus			x	++	aucun effet	59
Asellus forbesi		x		0	aucun effet	54
Ostracoda			x	++	aucun effet	13, 59
Ostracoda		x		++	aucun effet	9, 22
Ostracoda		x		0	aucun effet	9, 28
Cypridinidae						
Cypridae sp.			x	++	aucun effet	5
Cyprois sp.			x	0	aucun effet	6
INSECTA						
Collembola	x			0	aucun effet	60
Collembola	x			++	aucun effet	33
Collembola		x		0	aucun effet	65
Coleoptera (adultes)		x		++	aucun effet	9
Coleoptera (larves)		x		++	aucun effet	9
Chrysomelidae						
Donacia sp.		x		++	aucun effet	18
Dytiscidae	x			0	aucun effet	56
Dytiscidae		x		++	aucun effet	18, 22
Acilius sp.		x		++	aucun effet	18
Anodocheilus exiguus		x		++	aucun effet	18
Copelatus caelatipennis		x		++	aucun effet	18
Copelatus chevrolati renovatus		x		0	aucun effet	6
Copelatus sp.		x		0	aucun effet	65
Coelambus impressopunctatus			x	++	aucun effet	59
Dytiscus marginicollis			x	++	aucun effet	13
Dytiscus sp.		x		0	aucun effet	65
Guignotus pusillus			x	++	aucun effet	59
Hydaticus sp.		x		0	aucun effet	65
Hydroporus palustris			x	++	aucun effet	59
Hydroporus sp.		x		0	aucun effet	65

Tableau 1 : **Toxicité du *Bti* sur la faune cible et non cible** (suite)

TAXA	Lotique[1]	Lentique[1]	Labo[1]	Dose[2]	Effet [3]	Réf. [4]
Hydroporus undulatus			x	++	aucun effet	51
Hydrovatus sp.		x		0	aucun effet	65
Hygrotus inaequalis			x	++	aucun effet	59
Hygrotus sp.		x		0	aucun effet	6, 28, 65
Hyphydrus ovatus			x	++	aucun effet	59
Ilybius fuliginosus			x	++	aucun effet	59
Ilybius sp.		x		++	aucun effet	18
Laccophilus maculosus			x	++	aucun effet	51
Laccophilus maculosus decipiens		x		0	aucun effet	6
L. mexicanus atristernalis		x		0	aucun effet	6
L. mexicanus mexicanus		x		0	aucun effet	6
Laccophilus sp.		x		0	aucun effet	28, 65
Rhantus calidus		x		++	aucun effet	18
Rhantus consputus			x	++	aucun effet	59
Rhantus gutticollis		x		0	aucun effet	6
Rhantus pulverosus			x	++	aucun effet	59
Thermonectus basillaris		x		0	aucun effet	6
Thermonectus basillaris		x		++	aucun effet	18
Dytiscidae (adultes)	x			0	aucun effet	56
Elmidae (adultes)	x			0	aucun effet	56, 60
Elmidae (adultes)	x			++	aucun effet	60
Elmidae (larves)	x			++	aucun effet	33, 60
Elmidae (larves)	x			0	aucun effet	4, 16, 30,
Elmidae (larves)	x			0	aucun effet	34, 46, 56, 60
Dubiraphia sp.	x			0	aucun effet	62
Optioservus sp.	x			0	aucun effet	62
Stenelmis sp.	x			0	aucun effet	62
Gyrinidae			x	++	aucun effet	3, 5
Gyrinidae	x			++	aucun effet	33
Gyrinidae	x			0	aucun effet	56, 60
Aulonogyrus sp.	x			0	aucun effet	30
Orectogyrus sp.	x			++	aucun effet	60
Haliplidae	x			0	aucun effet	56
Halipus confluentus		x		++	aucun effet	18
Halipus immaculicollis			x	++	aucun effet	51
Halipus sp.		x		0	aucun effet	65
Halipus sp.		x		++	aucun effet	18
Peltodytes edentulus			x	++	aucun effet	51
Helodidae						
Cyphon sp.		x		0	aucun effet	65
Hydraenidae						
Hydraena sp.		x		0	aucun effet	65
Hydrophilidae		x		++	aucun effet	22
Hydrophilidae		x		0	aucun effet	9
Hydrophilidae	x			0	aucun effet	4, 24,34, 56
Anacaena globulus			x	++	aucun effet	59
Berosus infuscatus		x		++	aucun effet	18

…

Tableau 1 : **Toxicité du *Bti* sur la faune cible et non cible** (suite)

TAXA	Lotique[1]	Lentique[1]	Labo[1]	Dose[2]	Effet [3]	Réf. [4]
Berosus metalliceps (adultes)		x		++	aucun effet	22
Berosus signaticollis			x	++	aucun effet	59
Berosus sp.			x	++	aucun effet	7
Berosus sp.		x		0	aucun effet	65
Berosus sp.		x		++	aucun effet	18
Berosus sp.	x			0	aucun effet	62
Berosus styliferus		x		0	aucun effet	6
Helophorus sp.		x		0	aucun effet	6, 65
Hydrobius fuscipes			x	++	aucun effet	59
Hydrobius sp.		x		0	aucun effet	65
Hydrochus sp.		x		0	aucun effet	65
Hydrochus sp.		x		++	aucun effet	18
Hydrophilus caraboides			x	++	aucun effet	59
Hydrophilus triangularis		x		0	aucun effet	6
Hydroporus sp.		x		0	aucun effet	65
Tropisternus lateralis		x		0	aucun effet	6, 28
Tropisternus lateralis nimbatus		x		++	aucun effet	18
T. salsamentus (nymphes + adultes)			x	++	aucun effet	5
Tropisternus sp. (nymphes + adultes)			x	++	aucun effet	5
Tropisternus sp.		x		++	aucun effet	18
Hydrophilidae (adultes)	x			0	aucun effet	56
Psephenidae	x			++	aucun effet	33
Psephenus sp.	x			0	aucun effet	62
Scirtidae						
Scirtes sp.		x		++	aucun effet	18
Staphylinidae		x		0	aucun effet	65
Diptera (Nematocera)						
Athericeridae	x			0	aucun effet	46, 56
Atherix variegata	x			++	aucun effet	63
Blephariceridae	x			0	aucun effet	46
Blepharicerica sp.	x			++	**30% mort.**	**33**
Blepharicerica sp.	x			++	**dérive, +50x**	**33**
Ceratopogonidae		x		++	aucun effet	18
Ceratopogonidae			x	++	aucun effet	59
Ceratopogonidae		x		0	**densité --**	74
Ceratopogonidae	x			++	aucun effet	33, 60
Ceratopogonidae	x			0	aucun effet	4, 62
Ceratopogonidae			x	++	**100% mort.**	**5**
Celicoides sp.		x		0	aucun effet	65
Palpomyia sp.			x	++	**42% mort.**	**5**
Chaoboridae			x	++	aucun effet	7
Chaoboridae	x			++	aucun effet	33
Chaoborus astictopus			x	++	aucun effet	13
Chaoborus crystallinus			x	++	aucun effet	59
Chaoborus sp.		x		0	aucun effet	9

…

Tableau 1 : **Toxicité du *Bti* sur la faune cible et non cible** (suite)

TAXA	Lotique[1]	Lentique[1]	Labo[1]	Dose[2]	Effet [3]	Réf. [4]
Mochlonyx culicomorphis			x	++	aucun effet	59
Chironomidae		x		++	aucun effet	18, 61
Chironomidae	x			++	aucun effet	21, 33, 63
Chironomidae	x			0	aucun effet	4, 16, 24
Chironomidae	x			0	aucun effet	30, 46, 56
Chironomidae		x		0	**densité ++**	**74**
Chironomidae	x			0	**dérive ++**	**72**
Chironomidae	x			0	**mortalité ++**	**32, 47**
Chironomidae			x	++	**15-100% mort.**	**5**
Chironominae	x			0	aucun effet	58
Chironomus crassicaudatus			x	++	**mortalité ++**	**10**
Chironomus decorus			x	++	aucun effet	13
Chironomus kiiensis			x	++	**80-100% mort.**	**67**
Chironomus maturus			x	++	**97% mort.**	**13**
Chironomus plumosus			x	0	**100% mort.**	**15**
Chironomus stigmaterus		x		0	**100% mort.**	**6**
Chironomus yoshimatsui			x	++	**70-100% mort.**	**67**
Chironomus sp.			x	++	**90% mort.**	**7, 59**
Chironomus sp.		x		++	**90% mort.**	**9, 61**
Chironomus sp.			x	++	**100% mort.**	**3**
Chironomus sp.	x			0	aucun effet	60, 62
Chironomus sp.			x	++	**93% mort.**	**61**
Cladopelma sp.	x			0	aucun effet	62
Cladotanytarsus sp.	x			0	aucun effet	62
Cryptochironomus sp.	x			0	aucun effet	62
Dicrotendipes pelochloris			x	++	**10-100% mort.**	**67**
Dicrotendipes sp.	x			0	aucun effet	62
Dicrotendipes sp.			x	++	**93% mort.**	**61**
Glyptotendipes paripes			x	++	**mortalité ++**	**10**
Glyptotendipes tokunagai			x	++	**30-100% mort.**	**67**
Goeldichironomus holoprasinus		x		0	**100% mort.**	**6**
Micropsecta sp.			x	++	**43-100% mort.**	**61**
Microtendipes sp.	x			0	aucun effet	62
Paratanytarsus grimmii			x	0	**mortalité ++**	**66**
Paratanytarsus sp.			x	++	**40-100% mort.**	**67**
Paratanytarsus sp.			x	++	**93% mort.**	**61**
Pentapedilum tigrinum			x	++	**90-100% mort.**	**67**
Phaenopsecta sp.	x			++	**moribond ++**	**33**
Polypedilum sp.	x			++	**densité, -39%**	**33**
Polypedilum sp.	x			0	**dérive ++**	**62 ?**
Polypedilum sp.	x			++	aucun effet	60
Rheotanytarsus distinctissimus	x			0	**23% mort.**	**58**
Rheotanytarsus exiguus	x			0	**23% mort.**	**58**
Rheotanytarsus fuscus	x			++	**densité --**	**60**
Rheotanytarsus fuscus	x			0	**densité --**	**60**
Rheotanytarsus sp.	x			++	**aucun effet**	**33**
Rheotanytarsus sp.	x			0	**aucun effet**	**62**

…

Tableau 1 : **Toxicité du *Bti* sur la faune cible et non cible** (suite)

TAXA	Lotique[1]	Lentique[1]	Labo[1]	Dose[2]	Effet [3]	Réf. [4]
Rheotanytarsus sp.	x			0	**27% mort.**	**56**
Stempellinella sp.	x			0	aucun effet	62
Strictochironomus akizukii			x	++	**60-100% mort.**	**67**
Tanytarsi sp.	x			0	**densité, -60%**	**30**
Tanytarsi sp.	x			0	aucun effet	62
Tanytarsi sp.		x		++	**88% mort.**	**9**
Tanytarsi sp.			x	++	**43-100% mort.**	**61**
Tanytarsi sp.			x	++	**mortalité ++**	**10**
Xenochironomus sp.	x			++	**densité --**	**68**
Diamesinae	x			0	aucun effet	58
Orthocladiinae	x			0	aucun effet	30, 34, 58
Orthocladiinae	x			0	**dérive ++**	**53**
Bryphaenocladius sp.		x		0	aucun effet	65
Cardiocladius sp.	x			++	**densité --**	**60**
Cardiocladius sp.	x			0	aucun effet	60, 62
Chaetocladius sp.		x		0	aucun effet	65
Corynoneura sp.	x			++	aucun effet	33
Eukiefferella sp.		x		0	aucun effet	65
Eukiefferella sp.	x			++	**densité, -26%**	**33**
Orthocladius sp.			x	++	aucun effet	59
Orthocladius sp.	x			0	aucun effet	62
Orthocladius sp.		x		0	aucun effet	65
Pseudorthocladius sp.		x		0	aucun effet	65
Rheocricotopus sp.	x			++	aucun effet	33
Smittia			x	++	aucun effet	59
Tvetenia sp.	x			0	aucun effet	62
Tanypodinae	x			0	aucun effet	4, 34, 58
Ablabesmyia sp.	x			0	aucun effet	62
Coelotanypus sp.		x		++	aucun effet	9
Conchapelopia sp.	x			0	aucun effet	60
Larsia sp.	x			++	aucun effet	33
Nilotanipus sp.	x			0	aucun effet	62
Procladius sp.		x		++	aucun effet	9
Procladius sp.			x	++	aucun effet	59
Procladius sp.	x			0	aucun effet	62
Tanypus spp.			x	++	aucun effet	59
Thienemannimya sp.	x			++	aucun effet	33
Thienemannimya sp.	x			0	aucun effet	62
Culicidae (**moustiques**)						
Aedes sp.		x		0	100% mort.	23, 35
		x		0	100% mort.	36, 37, 40
Anopheles sp.		x		0	100% mort.	12, 20, 27
		x		0	100% mort.	38, 43, 50
Coquelletidia sp.		x		0	100% mort.	48
Culex sp.		x		0	100% mort.	26,31,37,39
Culiseta sp.		x		0	100% mort.	26
Mansonia sp.		x		0	100% mort.	25

…

Tableau 1 : **Toxicité du *Bti* sur la faune cible et non cible** (suite)

TAXA	Lotique[1]	Lentique[1]	Labo[1]	Dose[2]	Effet [3]	Réf. [4]
Psorophora sp.		x		0	100% mort.	12, 23
		x		0	100% mort.	35, 36, 40
Dixidae			x	++	aucun effet	5
Dixidae	x			0	aucun effet	24
Dixa sp.			x	++	**100% mort.**	**5, 59**
Empididae	x			++	aucun effet	33
Empididae	x			0	aucun effet	4
Ephydridae		x		++	aucun effet	18
Ephydra riparia			x	++	aucun effet	5
Muscidae						
Musca domestica			x	++	aucun effet	59
Psychodidae						
Phlebotomus sp.			x	++	**mortalité ++**	**11**
Psychoda alternata			x	++	**100% mort.**	**59**
Psychoda sp.		x		0	aucun effet	65
Rhagionidae	x			0	aucun effet	34
Scathophagidae		x		0	aucun effet	65
Sciaridae (**mouche du champignon**)			x	++	**79% mort.**	**59**
Lycoriella mali			x	0	**mortalité ++**	**29**
Simuliidae (**mouche noire**)	x			0	100% mort.	56
Austrosimulium sp.	x			0	100% mort.	24
Cnephia sp.	x			0	100% mort.	4, 8
Cnephia sp.			x	0	100% mort.	1
Eusimulium sp.			x	++	100% mort.	3
Odagmia sp.	x			0	100% mort.	41
Odagmia sp.			x	++	100% mort.	3
Prosimulium sp.	x			0	100% mort.	4, 8
Prosimulium sp.			x	0	100% mort.	1
Simulium sp.	x			0	100% mort.	4, 8, 16
Simulium sp.	x			++	100% mort.	21
Simulium sp.			x	0	100% mort.	1
Stegoptora sp.	x			0	100% mort.	4, 8
Stegoptora sp.	x			++	100% mort.	33, 60
Stegoptora sp.			x	0	100% mort.	1
Stratiomyidae		x		0	aucun effet	9
Odontomyia sp.		x		++	aucun effet	18
Syrphidae						
Helophylus pendulus			x	++	aucun effet	59
Tabanidae		x		0	aucun effet	65
Tephritidae						
Anastrepha ludens (adultes)			x	++	**65-80% mort.**	**71**
Tipulidae (craneflies)	x			++	aucun effet	33
Tipulidae (craneflies)		x		0	**densité --**	74
Tipulidae (craneflies)	x			0	aucun effet	4, 24, 56
Molophilus sp.		x		0	aucun effet	65
Tipula abdominalis	x			++	36-100% mort.	63
Tipula sp.			x	++	50% mort.	59

…

Tableau 1 : **Toxicité du *Bti* sur la faune cible et non cible** (suite)

TAXA	Lotique[1]	Lentique[1]	Labo[1]	Dose[2]	Effet [3]	Réf. [4]
Diptera (Orthorrhapha)						
Stratiomyidae		x		0	**densité --**	74
Ephemeroptera	x			++	aucun effet	21, 33, 47
Ephemeroptera	x			0	aucun effet	2, 16, 58
Ephemeroptera (nymphes)		x		0	aucun effet	28
Caenoidea						
Caenidae	x			0	aucun effet	34
Afrocaenis sp.	x			0	aucun effet	60
Austrocaenis sp.	x			0	aucun effet	30
Caenis amica	x			++	aucun effet	63
Caenis lactea			x	++	aucun effet	3
Caenis sp.	x			0	aucun effet	62
Ephemerellioidea						
Ephemerellidae	x			0	aucun effet	46, 56
Ephemerella sp.	x			0	aucun effet	4
Ephemerella subvaria	x			++	aucun effet	63
Serratella sp.	x			0	aucun effet	62
Ephemeroidea						
Ephemeridae	x			0	aucun effet	46
Ephemera danica			x	++	aucun effet	3
Hexagenia sp.	x			0	aucun effet	62
Trycorythidae	x			0	aucun effet	56
Trycorythus discolor	x			++	**densité --**	**60**
Trycorythus discolor	x			0	aucun effet	60
Trycorythus sp.	x			0	aucun effet	30, 62
Heptagenioidea						
Baetidae	x			0	aucun effet	30, 34, 56, 60
Baetidae	x			++	aucun effet	60
Baetidae		x		++	aucun effet	18
Baetidae	x			0	**densité --**	**4 ?**
Afroptilum sp.	x			++	aucun effet	60
Baetis brunneicolor	x			0	**dérive, +29x**	**32 ?**
Baetis flavistriga	x			++	aucun effet	63
Baetis glaucus	x			++	aucun effet	60
Baetis glaucus	x			0	aucun effet	30, 60
Baetis latus	x			0	aucun effet	60
Baetis sp.	x			0	aucun effet	60, 62
Baetis sp.		x		++	aucun effet	9
Callibaetis pacificus		x		++	aucun effet	22
Callibaetis pacificus		x		0	aucun effet	39
Callibaetis sp.			x	++	aucun effet	5, 13
Centroptilum excisum	x			++	aucun effet	60
Centroptilum medium	x			0	aucun effet	30
Centroptilum sp.	x			0	aucun effet	30, 62
Coleon dipterum			x	++	aucun effet	59

…

Tableau 1 : **Toxicité du *Bti* sur la faune cible et non cible** (suite)

TAXA	Lotique[1]	Lentique[1]	Labo[1]	Dose[2]	Effet [3]	Réf. [4]
Callibaetis sp.		x		0	aucun effet	6
Centroptilum excisum	x			0	aucun effet	60
Heterocoleon sp.	x			0	aucun effet	62
Pseudocoleon maculosum	x			0	aucun effet	30
Pseudocoleon sp.	x			0	aucun effet	62
Heptageniidae	x			0	aucun effet	46, 56
Afronurus peringueyi	x			0	aucun effet	60
Afronurus peringueyi	x			++	aucun effet	60
Afronurus sp.	x			0	aucun effet	30
Arthroplea bipunctata	x			++	**24% mort.**	**63**
Epeorus fragilis	x			0	**dérive, +14x**	**32 ?**
Epeorus sp.	x			0	aucun effet	4
Heptagenia sp.	x			0	aucun effet	62
Leucrocuta sp.	x			0	aucun effet	62
Rhithrogena sp.	x			0	aucun effet	62
Stenacron sp.	x			0	aucun effet	62
Stenonema sp.	x			0	aucun effet	4, 56, 62
Oligoneuriidae						
Isonychia sp.	x			0	aucun effet	62
Siphlonuridae	x			0	aucun effet	46, 56
Siphlonorus rapidus	x			++	aucun effet	63
Leptophlebioidea						
Leptophlebiidae	x			0	aucun effet	24, 56
Choroterpes elegans	x			0	aucun effet	60
Choroterpes elegans	x			++	aucun effet	60
Choroterpes sp.	x			0	aucun effet	62
Habrophlebia vibrans	x			0	aucun effet	4
Leptophlebia sp.			x	++	aucun effet	3
Paraleptophlebia adoptiva	x			++	aucun effet	63
Paraleptophlebia sp.	x			0	aucun effet	4
Potamanthidae						
Anthopotamus sp.	x			0	aucun effet	62
Hemiptera						
Belostomatidae						
Belostoma lutarium		x		++	aucun effet	18
Belostoma sp.		x		++	aucun effet	18
Belostoma testaceum		x		++	aucun effet	18
Corixidae		x		0	aucun effet	28
Corixidae	x			++	aucun effet	60
Corixidae	x			0	aucun effet	4, 62
Corisella sp.		x		0	aucun effet	6
Sigara striata			x	++	aucun effet	59
Trichocorixa verticalis		x		++	aucun effet	18
T. reticulata (nymphes + adultes)			x	++	aucun effet	5
Gelastocoridae						
Gelastocoris oculatus		x		++	aucun effet	18

…

Tableau 1 : **Toxicité du *Bti* sur la faune cible et non cible** (suite)

TAXA	Lotique[1]	Lentique[1]	Labo[1]	Dose[2]	Effet [3]	Réf. [4]
Hesperocorixa laevigata			x	++	aucun effet	5
Micronecta meridionalis			x	++	aucun effet	59
Sigara lateralis			x	++	aucun effet	59
Gerridae						
Limnogonus hesione		x		++	aucun effet	18
Hebridae						
Hebrus buenoi		x		++	aucun effet	18
Hebrus concinnus		x		++	aucun effet	18
Merragata brevis		x		++	aucun effet	18
Mesoveliidae						
Mesovelia amoena		x		++	aucun effet	18
Mesovelia mulsanti		x		++	aucun effet	18
Mesovelia sp.		x		++	aucun effet	18
Naucoridae						
Ilyocoris cimicoides			x	++	aucun effet	59
Notonectidae						
Anisops varia			x	++	aucun effet	59
Buenoa elegans		x		++	aucun effet	18
Buenoa scimitra (nymphes + adultes)			x	++	aucun effet	5
Buenoa scimitra			x	++	aucun effet	13
Buenoa scimitra		x		0	aucun effet	6
Notonecta indica		x		++	**densité --**	**18 ?**
Notonecta glauca			x	++	aucun effet	59
Notonecta kirbyi (nymphes + adultes)			x	++	aucun effet	5
Notonecta kirbyi			x	++	aucun effet	13
Notonecta sp.			x	++	aucun effet	5
Notonecta sp.			x	++	**20% mort.**	**19 ?**
Notonecta undulata			x	++	aucun effet	49
Notonecta unifasciata		x		0	aucun effet	6
Pleidae	x			0	aucun effet	56
Pleidae			x	++	aucun effet	5
Plea leachi			x	++	aucun effet	59
Reduviidae		x		++	aucun effet	18
Saldidae	x			0	aucun effet	56
Veliidae						
Microvelia hinei		x		++	aucun effet	18
Microvelia sp.			x	++	aucun effet	13
Lepidoptera	x			0	aucun effet	2
Lepidoptera		x		++	aucun effet	18
Noctuiidae						
Plusiinae						
Trichoplusia ni			x	++	**mortalité ++**	**14**
Pyralidae	x			0	aucun effet	34, 56
Petrophila sp.	x			0	**dérive ++**	**62**
Heliothinae						

…

Tableau 1 : **Toxicité du *Bti* sur la faune cible et non cible** (suite)

TAXA	Lotique[1]	Lentique[1]	Labo[1]	Dose[2]	Effet [3]	Réf. [4]
Heliothis viriscens			x	++	**mortalité ++**	**14**
Heliothis zea			x	++	**mortalité ++**	**14**
Megaloptera	x			++	aucun effet	33
Corydalidae						
Nigronia sp.	x			0	aucun effet	56
Sialidae	x			0	aucun effet	62
Odonata	x			0	aucun effet	2
Odonata	x			++	aucun effet	33
Anisoptera		x		0	aucun effet	9, 28
Anisoptera	x			0	aucun effet	56
Aeshnidae	x			0	aucun effet	56
Aeschna sp.	x			0	aucun effet	4
Anax sp.			x	++	aucun effet	5, 19
Anax sp.		x		++	aucun effet	18
Corduliidae						
Cordulia sp.			x	++	aucun effet	7
Gomphidae	x			0	aucun effet	56
Gomphus sp.			x	++	aucun effet	19
Libellulidae	x			0	aucun effet	34, 56
Libellulidae		x		++	aucun effet	18
Erythemis simplicicollis		x		++	aucun effet	22
Erythemis simplicicollis			x	++	aucun effet	70
Erythrodiplax sp.		x		++	aucun effet	18
Libellula sp.			x	++	aucun effet	13, 19
Orthetrum brunneum			x	++	aucun effet	59
Pantala sp.		x		0	aucun effet	6
Sympetrum striolatum			x	++	aucun effet	59
Tarnetrum corruptum			x	++	aucun effet	49
Tramea sp.		x		++	aucun effet	18
Zygoptera		x		0	aucun effet	9, 28
Calopterygidae	x			0	aucun effet	34, 56
Calopterygidae		x		++	aucun effet	18
Coenagrioniadae	x			0	aucun effet	56
Coenagrioniadae		x		++	aucun effet	18
Argia sp.			x	++	aucun effet	13
Enallagma civile			x	++	aucun effet	49
Enallagma sp.		x		0	aucun effet	6
Lestes stultus			x	++	aucun effet	13
Plecoptera	x			++	aucun effet	33
Plecoptera	x			0	aucun effet	16, 30
Gripopterygidae	x			0	aucun effet	24
Leuctridae						
Leuctra sp.	x			0	**dérive, +4x**	**32 ?**

…

Tableau 1 : **Toxicité du *Bti* sur la faune cible et non cible** (suite)

TAXA	Lotique[1]	Lentique[1]	Labo[1]	Dose[2]	Effet [3]	Réf. [4]
Enallagma sp.		x		++	aucun effet	18
Ischnura elegans			x	++	aucun effet	59
Ischnura sp.			x	++	aucun effet	5
Ischnura sp.		x		++	aucun effet	18
Lestidae						
Leuctra sp.	x			0	aucun effet	4
Nemouridae						
Amphinemura wui	x			0	**dérive, +2.4x**	**32 ?**
Malenka sp.			x	++	aucun effet	13
Nemoura cineraea			x	++	**40% mort.**	**3 ?**
Nemoura sp.	x			0	aucun effet	4
Prostoia completa	x			++	aucun effet	63
Perlidae	x			0	aucun effet	56, 62
Acroneuria lycorias	x			++	**dérive ++**	**63**
Neoperla sp.	x			0	aucun effet	34
Neoperla spio	x			0	aucun effet	60
Paragnetina media	x			++	aucun effet	63
Perlodidae	x			0	aucun effet	46
Isoperla dicala	x			++	aucun effet	63
Isoperla holochlora	x			0	**dérive, +3x**	**32 ?**
Isoperla signata	x			++	aucun effet	63
Isoperla sp.	x			0	aucun effet	4
Trichoptera	x			0	aucun effet	2, 30
Trichoptera	x			++	aucun effet	21, 47
Brachycentridae	x			0	aucun effet	56
Conoesucidae	x			0	aucun effet	24
Ecnomiidae						
Ecnomus sp.	x			0	aucun effet	60
Ecnomus sp.	x			++	aucun effet	60
Glossosomatidae						
Catoxyethira sp.	x			0	aucun effet	30
Protoptila sp.	x			0	aucun effet	62
Helicopsychidae	x			0	aucun effet	56
Hydropsychidae	x			0	aucun effet	30, 56
Hydropsychidae	x			0	**dérive, +62%**	**34 ?**
Aethaloptera maxima	x			0	aucun effet	60
Aethaloptera maxima	x			++	aucun effet	60
Amphipsyche scottae	x			0	aucun effet	30
Amphipsyche scottae	x			0	densité --	60 ?
Cheumatopscyche thomasseti	x			++	aucun effet	60
Diplectrona modesta	x			0	aucun effet	4
Hydropsyche bretteni	x			0	aucun effet	4
Hydropsyche pellucidula			x	++	100% mort.	3 ?
Hydropsyche sp.	x			0	aucun effet	62
Hydropsyche sparna	x			0	densité --	4 ?
Macrostemum sp.	x			0	aucun effet	62

…

Tableau 1 : **Toxicité du *Bti* sur la faune cible et non cible** (suite)

TAXA	Lotique[1]	Lentique[1]	Labo[1]	Dose[2]	Effet [3]	Réf. [4]
Amphipsyche scottae	x			++	aucun effet	60
Ceratopsyche sparna	x			++	aucun effet	63
Cheumatopscyche pettiti	x			0	aucun effet	4
Cheumatopscyche sp.	x			0	aucun effet	62
Cheumatopscyche thomasseti	x			0	aucun effet	30, 60
Parapsyche apicalis	x			0	**dérive, +7.6x**	**32 ?**
Hydroptilidae	x			0	aucun effet	56, 60
Catoxyethira sp.	x			0	aucun effet	34
Hydroptila sp.	x			0	aucun effet	60, 62
Hydroptila sp.	x			++	aucun effet	60
Orthotricia sp.	x			0	aucun effet	30, 60
Orthotricia sp.	x			++	aucun effet	60
Orthotricia sp.	x			0	**dérive ++**	**53**
Orthotricia sp.	x			0	**dérive, +82%**	**34 ?**
Lepidostomatidae	x			0	aucun effet	46
Leptoceridae	x			0	aucun effet	4, 56
Ceraclea sp.	x			0	aucun effet	34, 62
Mystacides alafimbriata			x	++	aucun effet	5
Oecetis sp.	x			0	**dérive, +71%**	**34 ?**
Limnephilidae	x			0	aucun effet	4, 56
Chaetopteryx sp.			x	++	aucun effet	3
Limnephilus flavicornis			x	++	aucun effet	15
Limnephilus sp.			x	++	aucun effet	59
Potamophylax rotundipennis			x	++	**80% mort.**	**3 ?**
Pycnopsyche divergens	x			0	**dérive, +21x**	**32 ?**
Philipotamidae	x			0	aucun effet	56
Chimarra aterrima	x			++	aucun effet	63
Chimarra sp.	x			0	aucun effet	4, 34, 62
Dolophilodes sp.	x			0	aucun effet	4
Polycentropodidae	x			0	aucun effet	34, 56
Polycentropus sp.	x			0	aucun effet	4
Phryganeidae						
Phryganea sp.			x	++	aucun effet	59
Psychomyiidae	x			0	aucun effet	56
Rhyacophilidae	x			0	aucun effet	24
Rhyacophila sp.	x			0	aucun effet	4
CHORDATA						
VERTEBRATA						
Pisces	x			0	aucun effet	53
Catostomidae						
Catostomus commersoni	x			0	aucun effet	56
Centrarchidae						
Ambloplites rupestris	x			0	aucun effet	56
Lepomis gibbosus	x			0	aucun effet	56
Micropterus salmoides	x			0	aucun effet	56
Cichlidae						

…

Tableau 1 : **Toxicité du *Bti* sur la faune cible et non cible** (suite)

TAXA	Lotique[1]	Lentique[1]	Labo[1]	Dose[2]	Effet [3]	Réf. [4]
Tilapia nilotica			x	0	aucun effet	15
Tilapia nilotica			x	++	**50-90% mort.**	**15 ?**
Cottidae						
Cottus cognatus	x			0	aucun effet	46, 56
Cyprinidae						
Cyprinus carpio			x	++	aucun effet	59
Clinostomus elongatus	x			0	aucun effet	56
Notropis cornutus	x			0	aucun effet	56
Notropis atherinoides	x			0	aucun effet	56
Pimephales promelas			x	0	aucun effet	57
Pimephales promelas			x	++	**100% mort.**	**57 ?**
Rhinichthys atratulus	x			0	aucun effet	56
Rhinichthys cataractae	x			0	aucun effet	56
Semotilus atromaculatus	x			0	aucun effet	56
Cyprinodontidae						
Fundulus heteroclitus			x	++	aucun effet	55
Lucania parva			x	++	aucun effet	5
Esocidae						
Esox lucius			x	++	aucun effet	59
Gasterosteridae						
Gasterosteus wheatlandi			x	++	aucun effet	5
Ictaluridae						
Ictalurus natalis	x			0	aucun effet	56
Ictalurus nebulosus	x			0	aucun effet	56
Nocturus sp.	x			0	aucun effet	56
Percidae						
Perca flavescens	x			0	aucun effet	56
Perca fluviatilis			x	++	aucun effet	59
Ethostoma caeruleum	x			0	aucun effet	56
Ethostoma nigrum	x			0	aucun effet	56
Petromyzonidae						
Lampetra lamottei	x			0	aucun effet	56
Poeciliidae						
Gambusia affinis			x	++	aucun effet	5, 7
Gambusia affinis		x		0	aucun effet	28
Pseudomugilidae						
Pseudomugil signifer			x	++	**50 % mort.**	**73**
Salmonidae						
Onchorynchus mykiss			x	0	aucun effet	64
Onchorynchus mykiss			x	++	**10-100% mort.**	**64 ?**
Salmo trutta	x			0	aucun effet	56
Salmo trutta			x	0	aucun effet	64
Salmo trutta			x	++	**15-100% mort.**	**64 ?**
Salvelinus fontinalis	x			0	aucun effet	46, 56
Salvelinus fontinalis			x	0	aucun effet	45
Salvelinus fontinalis			x	++	**20-86 % mort.**	**45 ?**
Salvelinus fontinalis			x	0	aucun effet	64

…

Tableau 1 : **Toxicité du *Bti* sur la faune cible et non cible** (suite)

TAXA	Lotique[1]	Lentique[1]	Labo[1]	Dose[2]	Effet [3]	Réf. [4]
Salvelinus fontinalis			x	++	**5-80% mort.**	**64 ?**
Umbridae						
Umbra limi	x			0	aucun effet	56
Amphibia						
Bombinidae						
Bombina variegata			x	++	aucun effet	59
Bufonidae						
Bufo americanus			x	0	aucun effet	52
Bufo bufo			x	++	aucun effet	59
Bufo calamita			x	++	aucun effet	59
Bufo sp.			x	++	aucun effet	5
Bufo viridis			x	++	aucun effet	59
Hylidae						
Hyla crucifer			x	0	aucun effet	52
Hyla regilla			x	++	aucun effet	5, 13
Ranidae						
Rana esculenta			x	++	aucun effet	59
Rana pipiens			x	0	aucun effet	52
Rana temporaria			x	++	aucun effet	59
Salamandridae						
Tarica torosa			x	++	aucun effet	5
Tarica torosa (oeufs + larves)			x	++	aucun effet	13
Triturus alpestris			x	++	aucun effet	59
Triturus cristatus			x	++	aucun effet	59
Triturus vulgaris			x	++	aucun effet	59
KINGDOM PROTISTA						
CHLOROPHYTA						
Chlorophyceae						
Chlorococcales						
Chlorococcaceae						
Chlorella sp.			x	0	**90-99% mort.**	**76**
Desmidiales						
Desmidiaceae						
Closterium sp.			x	0	**90-99% mort.**	**76**

1 Étude faite en milieu lotique (ruisseau ou rivière), en milieu lentique (étang ou lac), ou sous environment controlé (en milieu semi-naturel ou en laboratoire).

2 Quantité utilisée selon le mode d'emploi du produit (0), ou de 5 à 1000 fois la dose suggérée selon le mode d'emploi ou par le producteur (++)

3 Effet observé: réduction de la densité en organismes par rapport à celle observée avant traitement (densité), augmentation de la dérive par rapport au taux observé avant traitement (dérive), mortalité exprimée en % (mort.). Le taux est spécifié seulement si les auteurs le mentionnent clairement.

4 Article scientifique ou livre se référant à une étude évaluant l'effet du *Bti* sur un mélange naturel ou sélectionné d'organismes (numéro en caractère normal), ou un test visant spécifiquement l'organisme mentionné (**numéro en caractère gras**). Un point d'interrogation (**?**) dénote que les auteurs indiquent que l'effet observé pourrait être causé par d'autres facteurs que le *Bti*, tels que les additifs de la formulation, une erreur de méthodologie, une erreur d'échantillonnage, une hausse de turbidité, etc.

(1) Undeen & Nagel, 1978; (2) Dejoux, 1979; (3) Weiser & Vankova, 1978; (4) Colbo & Undeen, 1980; (5) Garcia *et al.*, 1980; (6) Miura *et al.*, 1980; (7) Sinègre *et al.*, 1980; (8) Undeen & Colbo, 1980; (9) Ali, 1981; (10) Aly *et al.*, 1981; (11) de Barjac *et al.*, 1981; (12) Dame *et al.*, 1981; (13) Garcia *et al.*, 1981; (14) Ignoffo *et al.*, 1981; (15) Lebrun & Vlayen, 1981; (16) Molloy & Jamnback, 1981; (17) Moulinier *et al.*, 1981; (18) Purcell, 1981; (19) Sébastien & Brust, 1981; (20) Standaert, 1981; (21) Lacey *et al.*, 1982; (22) Mulla *et al.*, 1982a; (23) Mulla *et al.*, 1982b; (24) Chilcott *et al.*, 1983; (25) Foo & Yap, 1983; (26) Garcia *et al.*, 1983; (27) Hougard *et al.*, 1983; (28) Stewart *et al.*, 1983; (29) Cantwell & Cantelo, 1984; (30) Car & de Moor, 1984; (31) Majori & Ali, 1984; (32) Pistrang & Burger, 1984; (33) Back *et al.*, 1985; (34) Dejoux *et al.*, 1985; (35) Eldridge *et al.*, 1985; (36) Hougard *et al.*, 1985; (37) Lacey, 1985; (38) Lacey & Inman, 1985; (39) Mulla, 1985; (40) Mulla *et al.*, 1985; (41) Olejnicek *et al.*, 1985; (42) Reish *et al.*, 1985; (43) Sandoski *et al.*, 1985; (44) Brazner & Anderson, 1986; (45) Fortin *et al.*, 1986; (46) Gibbs *et al.*, 1986; (47) de Moor & Car, 1986; (48) Sjogren *et al.*, 1986; (49) Aly & Mulla, 1987; (50) Majori *et al.*, 1987; (51) Gharib & Hilsenhoff, 1988; (52) Leclair *et al.*, 1988; (53) Yaméogo *et al.*, 1988; (54) Knepper & Walker, 1989; (55) Lee & Scott, 1989; (56) Merritt *et al.*, 1989; (57) Snarski, 1990; (58) Molloy, 1992; (59) Becker & Margalit, 1993; (60) Palmer, 1993; (61) Charbonneau *et al.*, 1994; (62) Jackson *et al.*, 1994; (63) Wipfli & Merritt, 1994a; (64) Wipfli *et al.*, 1994; (65) Hershey *et al.*, (1995); (66) Kondo *et al.*, 1995a; (67) Kondo *et al.*, 1995b; (68) Palmer & Palmer, 1995; (69) Roberts, 1995; (70) Painter *et al.*, 1996; (71) Robacker *et al.*, 1996; (72) McCracken & Matthews, 1997; (73) Brown *et al.*, 1998; (74) Hershey et al., 1998; (75) Brown *et al.*, 1999; (76) Su & Mulla, 1999; (77) Brown *et al.*, 2000.

Ouvrages cités

Agriculture Canada. 1985. Manual of Neartic Diptera. Vol. 1, Biosystematic Research Institute, Ottawa, Ontario, Monograph No. 27. pp. 355-391.

Akiba, Y.. 1986. Microbial ecology of *Bacillus thuringiensis.* VI. Germination of *Bacillus thuringiensis* spores in the soil. Applied Entomology and Zoology. 21 : 76-80.

Akiba, Y.. 1991. Assessement of rainwater-mediated dispersion of field-sprayed *Bacillus thuringiensis* in soil. Applied Entomology and Zoology. 26: 477-483.

Ali, A.. 1981. *Bacillus thuringiensis* serovar. *israelensis* (ABG-6108) against Chironomids (Diptera: Chironomidae) and some nontarget aquatic invertebrates. Journal of Invertebrate Pathology. 38 : 264-272.

Aly, C.. 1985. Germination of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* spores in the gut of Aedes Larvae (Diptera: Culicidae). Journal of Invertebrate Pathology. 45 : 1-8.

Aly, C. et M. S. Mulla. 1986. Orientation and ingestion rates of larval *Anopheles albimanus* in response to floating particles. Entomologia Experimentalis et Applicata. 42 : 83-90.

Aly, C. et M. S. Mulla. 1987. Effect of two microbial insecticides on aquatic predators of mosquito. Journal of Applied Entomology. 103, 113-118.

Aly, A., R. D. Baggs et J. P. Stewart**.** 1981. Susceptibility of some Florida chironomids and mosquitoes to various formulations of *Bacillus thuringiensis* serovar. *israelensis.* Journal of Economic Entomology. 74 : 672-677.

Aly, C., M. S. Mulla, B.-Z. Xu et W. Schnetter. 1988. Rate of ingestion by mosquito larvae (Diptera: Culicidae) as a factor of the effectiveness of a bacterial stomach toxin. Journal of Medical Entomology. 25 : 191-196.

Aly, C., M. S. Mulla, W. Schnetter et B.-Z. Xu. 1987. Floating bait formulations increase effectiveness of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* against *Anopheles* larvae. Journal of the American Mosquito Control Association. 3 : 583-588.

Back, C., J. Boisvert, J. Lacoursière et G. Charpentier. 1985. High-dosage treatment of a Quebec stream with *Bacillus thuringiensis* serovar. *israelensis*: Efficacy against black fly larvae (Diptera: Simuliidae) and impact on non-target insects. Canadian Entomologist. 117 : 1523-1534.

Balcer, M. D., K. L. Schmud, A. R. Lima et L. Shannon. 2004. Effects of 8-year *Bacillus thuringiensis israelensis* (*Bti*) or methoprene treatment on wetland nontarget macroinvertebrates. Manuscrit en préparation.

Barnard, D. R. et M. S. Mulla. 1977. A non-attractive sampling device for the collection of adult mosquitoes. Mosquito News. 37 : 142-144.

Baumann, L., K. Okamoto, B. M. Unterman, M. J. Lynch et P. Baumann. 1984. Phenotypic characterization of *Bacillus thuringiensis* and *Bacillus cereus*. Journal of Invertebrate Pathology. 44 : 329-341.

Becker, N. et H. W. Ludwig. 1983. Mosquito control in West Germany. Bulletin of the Society of Vector Ecology. 8 : 85-93.

Becker, N. et H. W. Ludwig. 1993. Investigation on possible resistance in *Aedes vexans* field populations after a 10-year application of *Bacillus thuringiensis*. Journal of the American Mosquito Control Association. 9 : 221-224.

Becker, N. et J. Margalit. 1993. Use of *Bacillus thuringiensis israelensis* against mosquitoes and blackflies. pp. 147-170. Dans *Bacillus thuringiensis*, an environmental biopesticide: theory and practice. P. F. Entwistle, J. S. Cory, M. J. Bailey et S. Higgs (Eds.), John Wiley & Sons Ltd.

Becker, N., D. Petric, M. Zgomba, C. Boase, C. Dahl, J. Lane et A. Kaiser. 2003. pp. 345-375. Mosquitoes and their control. Kluwer Academic / Plenum Publishers (Ed.). New York.

Becker, N., M. Zgomba, M. Ludwig, D. Petric et F. Rettich. 1992. Factors influencing the efficacy of the microbial control agent *Bacillus thuringiensis israelensis*. Journal of the American Mosquito Control Association. 8 : 285-289.

Bernhard, K. et R. Utz. 1993. Production of *Bacillus thuringiensis* insecticides for experimental and commercial uses. pp. 254-267. Dans *Bacillus thuringiensis*, an environmental biopesticide: theory and practice. P. F. Entwistle, J. S. Cory, M. J. Bailey et S. Higgs (Eds.). John Wiley & Sons Ltd.

Boisvert, M. et J. Boisvert. 1999. Persistence of toxic activity and recycling of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* in cold water: Field experiments using diffusion chambers in a pond. Biocontrol Science and Technology. 9 : 507-522.

Boisvert, M. et J. Boisvert. 2000. Effects of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* on target and nontarget organisms: a review of laboratory and field experiments. Biocontrol Science and Technology 10 : 517-561.

Boisvert, M., J. Boisvert et A. Aubin. 2001a. A new field procedure and method of analysis to evaluate the performance of *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis* liquid formulations in stream and rivers. Biocontrol Science and Technology 11 : 261-271.

Boisvert, M., J. Boisvert et A. Aubin. 2001b. Factors affecting residual dosages of two formulations of *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis* tested in the same stream during a 3-year experiment. Biocontrol Science and Technology 11 : 727-744.

Boisvert, M., J. Boisvert et A. Aubin. 2001c. Factors affecting black fly mortality and carry of two formulations of *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis* tested in the same stream during a 3-year experiment. Biocontrol Science and Technology 11 : 711-725.

Boisvert, M., J. Boisvert et A. Aubin. 2002. Influence of stream profile and abiotic factors on the performance and residual dosages of two commercial formulations of *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis* during a 2-year experiment. Biocontrol Science and Technology 12 : 19-33.

Bourassa, J. P.. 2000. Le Moustique : par solidarité écologique. Les Éditions du Boréal, Québec,. 240 p.

Bourassa, J. P. et J. Boisvert. 2004. Le virus du Nil occidental : le connaître, réagir et se protéger. Éditions MultiMondes. Québec. 148 p.

Brazner, J. C. et R. L. Anderson. 1986. Ingestion and absorption of *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis* by *Gammarus lacustris* in the laboratory. Applied and Environmental Microbiology. 52 : 1386-1390.

Brown, M. D., D. Thomas, et B. H. Kay. 1998 Acute toxicity of selected pesticides to the Pacific Blue-eye, *Pseudomugil signifer* (Pisces). Journal of the American Mosquito Control Association. 14 : 463-466.

Brown, M.D., D. Thomas, P. Mason, J. G. Greenwood et B. H. Kay. 1999 Laboratory and field evaluation of the efficacy of four insecticides for *Aedes vigilax* (Diptera: Culicidae) and toxicity to the nontarget shrimp *Leander tenuicornis* (Decapoda: Palaemonidae). Journal of Economic Entomology. 92 : 1045-1051.

Brown, M. D., T. M. Watson, S. Green, J. G. Greenwood, D. Purdie et B. H. Kay. 2000. Toxicity of insecticides for control of freshwater *Culex annulirostris* (Diptera: Culicidae) to the nontarget shrimp, *Caradina indistincta* (Decapoda: Atyidae). Journal of Economic Entomology. 93 : 667-672.

Calamarie, D., L. Yaméogo, J.M. Hougard et C. Levèque. 1998. Environmental assessment of larvicide use in the Onchocerciasis Control Programme. Parasitology Today. 14 : 485-489.

Cantwell, G.C. et W. W. Cantelo. 1984. Effectiveness of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* in controlling a sciarid fly, *Lycoriella mali*, in mushroom compost. Journal of Economic Entomology. 77 : 473-475.

Car, M. et F. C. de Moor. 1984. The responce of Vaal River drift and benthos to Simulium (Diptera: Nematocera) control using *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* (H-14). Onderstepoort Journal of Veterinary Research. 51 : 155-160.

Chamber, D. M., L. F. Young et H. S. Hill Jr.. 1986. Backyard mosquito larval habitat availability and use as influenced by census tract determined resident income levels. Journal of the American Mosquito Control Association. 2 : 539-544.

Charbonneau, C. S., R. D. Drobney et C. F. Rabeni. 1994. Effects of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* on nontarget benthic organisms in a lentic habitat and factors affecting the efficacy of the larvicide. Environmental Toxicology and Chemistry. 13 : 267-279.

Charles, J. F. et H. de Barjac. 1983. Action des cristaux de *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* sur l'intestin moyen des larves d'*Aedes aegypti* L., en microscopie électronique. Annals of Microbiology. (Institut Pasteur, Paris) 134a : 197-218.

Cheung, P. Y. K. et B. D. Hammock. 1985. Micro-lipid-droplet encapsulation of *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis* δ-endotoxin for control of mosquito larvae. Applied and Environmental Microbiology. 50 : 984-988.

Cheung, P. Y. K., D. Buster, B. D. Hammock, R. M. Roe et A. R. Alford. 1986. *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* δ-endotoxin: evidence of neurotoxic action. Pesticide Biochemistry and Physiology. 27 : 42-49.

Chevalier, P., L. St Laurent, O. Samuel et D. G. Bolduc. 2002. Larvicides pour contrer la transmission du virus du Nil Occidental chez les humains. Institut National de Santé Publique du Québec. 46 p.

Chilcott, C. N., J. S. Pillas et J. Kalmakoff. 1983. Efficacy of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* as a biocontrol agent against larvae of Simuliidae (Diptera) in New-Zealand. New Zealand Journal of Zoology. 10 : 319-326.

Chilcott, C., B. H. Knowles, D. Ellar et F. A. Drobniewski. 1990. Mechanism of action of *Bacillus thuringiensis israelensis* parasporal body. pp. 45-65. Dans Bacterial control of mosquitoes and black flies: biochemistry, genetics and applications of *Bacillus thuringiensis israelensis* and *Bacillus sphaericus*. H. de Barjac and D. J. Sutherland (Eds.), Rutgers University Press, New Brunswick. 556 p.

Claus, D. et R. C. W. Berkely. 1986. Genus *Bacillus* Cohn 1872. pp. 1105-1140. Dans Bergey's Manual of Systematic Bacteriology, Vol. 2, P. H. A. Sneath, F. G. Priest, M. Goodfellow et C. Todd (Eds.), Williams & Wilkins, Baltimore.

Colbo, M. H. et A. H. Undeen. 1980. Effects of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* on non-target insects in stream trials for control of simuliidae. Mosquito News. 40 : 368-371.

Conseil National du Canada. 1982. Biting flies in Canada: Health effects and economic consequences. Associate committee on scientific criteria for environmental quality. Publication no. 19248. C.N.R.C., Canada. 158 p.

Crosa, G., L. Yaméogo, D. Calamari, F. Kondé et K. Nabé. 2001. Effects of larvicide treatment on invertebrate communities of Guinean rivers, West Africa Hydrobiologia. 458 : 151-158.

Crosskey, R. W.. 1990. The natural history of black flies. John Wiley & Sons, England, 711 p.

Dame, D., K. Savage, M. Meisch et S. Oldacre. 1981. Assessment of industrial formulations of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis.* Mosquito News. 41 : 540-546.

Damgaard, P. H., A. Abdel-Hameed, J. Eilenberg et P. H. Smits. 1998. Natural occurrence of *Bacillus thuringiensis* on grass foliage. World Journal of Microbiology and Biotechnology. 14 : 239-242.

Davidson, E. W., A. W. Sweeney et R. Cooper. 1981. Comparative field trials of *Bacillus sphaericus* strain 1593 and *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* commercial powder formulations. Journal of Economic Entomology. 74 : 350-354.

Davies, D. M.. 1991. Additional records of predators upon black flies. Bulletin of the Society of Vector Ecology. 16 : 256-268.

de Barjac, H.. 1978. Étude cytologique de l'action de *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* sur larves de moustiques. Comptes Rendus de l'Académie des Sciences (Paris). 286 : 1629-1632.

de Barjac, H.. 1990. Characterization and prospective view of *Bacillus thuringiensis israelensis*. pp. 11-15. Dans Bacterial control of mosquitoes and black flies: biochemistry, genetics and applications of *Bacillus thuringiensis israelensis* and *Bacillus sphaericus*. H. de Barjac and D. J. Sutherland (Eds.), Rutgers University Press, New Brunswick. 556 p.

de Barjac, H. et E. Frachon. 1990. Classification of *Bacillus thuringiensis* strains. Entomophaga. 35 : 233-240.

de Barjac, H., I. Larget, et R. Killick-Hendrick, 1981. Toxicité de *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* sérotype H-14 pour les larves de ph1ébotomes vecteurs de leishmanioses. Bulletin de la Société de Pathologie Exotique. 74 : 485-489.

de Moor, F. C. et M. Car. 1986. A field evaluation of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* as a biological control agent for *Simulium chutteri* (Diptera: Nematocera) in the middle Orange River. Onderstepoort Journal of Veterinary Research. 53 : 43-50.

Dejoux, C.. 1979. Recherches préliminaires concernant l'action de *Bacillus thuringiensis israelensis* de Barjac sur la faune d'invertébrés d'un cours d'eau tropical. Organisation Mondiale de la Santé. World Health Organisation/Vector Biology Control. 79.719.

Dejoux, C. et J. M. Elouard. 1990. Potential impact of microbial insecticides on the freshwater environment, with special reference to the WHO/UNDP/World Bank, Onchocerciasis Control Programme. pp. 66-83. Dans Safety of Microbial Insecticides. M. Laird, L. A. Lacey et E. W. Davidson (Eds.). CRC Press, Boca Raton.

Dejoux, C., F. M. Gibon et L. Yaméogo. 1985. Toxicité sur la faune non-cible de quelques insecticides nouveaux utilisés en milieu aquatique tropical. IV. Le *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis*. Revue d'Hydrobiologie Tropicale. 18 : 31-50.

Delécluse, A., C. Bourgouin, A. Klier et G. Rapoport. 1988. Specificity of action on mosquito larvae of *Bacillus thuringiensis israelensis* toxins encoded by two different genes. Molecular and General Genetics. 214 : 42-47.

Dupont C. et J. Boisvert. 1985. Persistance of *Bacillus thuringiensis* serovar. *israelensis* toxic activity in the environment and interaction with natural substrates. Water Air and Soil Pollution. 29 : 425-438.

Eldridge, B.F., R. K. Wasnino et D. Hennenberger. 1985. Control of snow pool mosquitoes with *Bacillus thuringiensis* ser. H-14 in mountain environments in California and Oregon. Journal of the American Mosquito Control Association. 1 : 69-75.

Federici, B., P. Lüthy et J. E. Ibarra. 1990. Parasporal body of *Bacillus thuringiensis israelensis*: structure, protein composition, and toxicity. pp. 16-44. Dans *Bacillus thuringiensis*, an environmental biopesticide: theory and practice. P. F. Entwistle, J. S. Cory, M. J. Bailey et S. Higgs (Eds.), John Wiley & Sons Ltd.

Foo, A. E. S. et H. H. Yap, 1983. Field trials on the use of *Bacillus thuringiensis* serotype H-14 against *Mansonia* mosquitoes in Malaysia. Mosquito News 43 : 306-310.

Fortin, C., D. Lapointe et G. Charpentier. 1986. Susceptibility of brook trout (*Silvelinus fontinalis*) fry to a liquid formulation of *Bacillus thuringiensis* serovar. *israelensis* (Teknar®) used for blackfly control. Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences. 43: 1667- 1670. 25 p.

Fredeen, F. J. H.. 1961. A trap for studying the attracting behaviour of black flies, *Simulium articum* Mall.. Canadian Entomologist. 93 : 73-78.

Garcia, R., B. DesRochers et W. Tozer. 1980. Studies on the toxicity of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* against organisms found in association with mosquito larvae. Proceedings and Papers of the California Mosquito and Vector Control Association. 48 : 33-36.

Garcia, R., B. Desrochers et W. Tozer. 1981. Studies on *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* against mosquito larvae and other organisms. UNDPI World Bank. World Health Organisation. 790197, 16 p.

Garcia, R., B. Desrochers, R. W. Toza et J. McNamara. 1983. Evaluation of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* serotype H- 14 for mosquito control. Proceedings and Papers of the California Mosquito and Vector Control Association. 51 : 25-29.

Georghiou, G. P., J. Baker, Z. Alkatib, R. Mellon, C. Murray, H. Tran, M. Vasquez, F. Pelsue et J. Hazelrigg. 1983. Insecticide resistance in mosquitos: research on new chemicals and techniques for management. Mosquito control research. Annual report. (cité dans Goldman *et al.* 1986).

Georghiou, G. P. et M. C. Wirth. 1997. Influence of exposure to single versus multiple toxins of *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis* on development of resistance in the mosquito *Culex quiquefasciatus* (Diptera: Culicidae). Applied and Environmental Microbiology. 63 : 1095-1101.

Gharib, A. H. et W. L. Hilsenhoff. 1988. Efficacy of two formulations of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* (H-14) against *Aedes vexans* and safety to non-target macroinvertebrates. Journal of the American Mosquito Control Association. 4 : 252-255.

Gharib, A. H. et L. Szalay-Marzo. 1986. Selection of resistance to *Bacillus thuringiensis* serotype H-14 in a laboratory strain of *Aedes aegypti*. Dans Fundamentals and Applied Aspects of Invertebrate Pathology. R.A. Samson, J.M. Vlak et D. Peters (Eds.). Netherlands.

Gibbs, K. E., F. C. Brautigam, C. S. Stubbs et L. M. Zibilske. 1986. Experimental applications of *Bti* for larval black fly control: persistance and downstream carry, efficacy, impact on non-target invertebrates and fish feeding. Technical Bulletin of the Maine Agriculture Experimental Station. 123: 1-25.

Gilbert, R. J.. 1979. *Bacillus cereus* gastroenteritis. pp. 495-518. Dans Food-borne infections and intoxications. H. Reimann and F. L. Bryan (Eds.), 2nd ed, Academic Press, New York.

Glare, T. R. et M. O'Callaghan. 1998. Environmental and health impacts of *Bacillus thuringiensis israelensis*. Report for the Ministry of Health, New Zealand. 58 p.

Goldberg, L. J. et J. Margalit. 1977. A bacterial spore demonstrating rapid larvicidal activity against *Anopheles sergentii*, *Uranotaenia unguiculata*, *Culex univitattus*, *Aedes aegypti*, and *Culex pipiens*. Mosquito News. 37 : 355-358.

Goldman, I, F., J. Arnold et B. C. Carlton. 1986. Selection for resistance to *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* in field and laboratory populations of the mosquito *Aedes aegypti*. Journal of Invertebrate Pathology. 47 : 317-324.

Gordon R.E.. 1977. Some taxonomic observations on the genus *Bacillus*. pp. 67-82. Dans Biological regulation of vectors: the saprophytic in aerobic bacteria and fungi. J. D. Briggs. (Ed.), U.S. Department of Health, Education and Welfare Publication No. NIH-77-1180, Washington, DC.

Guillet, P. et H. Escaffre. 1979. Évaluation de *Bacillus thuringiensis israelensis* de Barjac pour la lutte contre les larves de *Simulium damnosum* s.l. Part 2, Efficacité comparé de trois formulations expérimentales. World Health Organisation/Vector Biology Control. 79.735.

Guillet, P., H. Escaffre et J. M. Prud'hom. 1982. L'utilisation d'une formulation à base de *Bacillus thuringiensis* H 14 dans la lutte contre l'onchocercose en Afrique de l'Ouest. Part 1, Efficacité et modalités d'application. Cahiers ORSTOM, série Entomologie Médicale et Parasitologie 20 : 175-180.

Guillet, P., H. Escaffre, J. M. Prud'hom et S. Bakayoko. 1985a. Etude des facteurs conditionnant l'efficacité des préparations à base de *Bacillus thuringiensis* H 14 vis-à-vis des larves du complexe *Simulium damnosum* (Diptera: Simuliidae). Part 1, Influence de la nature et la taille des particules. Cahiers ORSTOM, série Entomologie Médicale et Parasitologie 23: 257-264.

Guillet, P., H. Escaffre, J. M. Prud'hom et S. Bakayoko. 1985b. Etude des facteurs conditionnant l'efficacité des préparations à base de *Bacillus thuringiensis* H 14 vis-à-vis des larves du complexe *Simulium damnosum* (Diptera: Simuliidae). Part 2, Influence du temps de contact et de la quantité de particules naturelles en suspension dans l'eau. Cahiers ORSTOM, série Entomologie Médicale et Parasitologie. 23 : 265-271.

Hall, R. O., C. L. Peredney et J. L. Meyer. 1996. The effect of invertebrate consumption on bacterial transport in a mountain stream. Limnology and Oceanography. 41 : 1180-1187.

Hershey, A. E., A. R. Lima, G. J. Niemi et R. R. Regal. 1998. Effects of *Bacillus thuringiensis israelensis* (*Bti*) and methoprene on nontarget macroinvertebrates in Minnesota wetlands. Ecological Applications. 8 : 41-60.

Hershey, A. E., R. W. Merritt, M. C. Miller et J. S. McCrea. 1996. Organic matter processing by larval black flies in a temperate woodland stream. Oikos. 75 : 524-532.

Hershey, A.E., L. Shannon, R. Axler, C. Ernst et P. Mickelson. 1995. Effects of methoprene and *Bti (Bacillus thuringiensis* var. *israelensis)* on non-target insects. Hydrobiologia. 308 : 219-227.

Hofmann, C. et P. Lüthy. 1986. Binding and activity of *Bacillus thuringiensis* delta-endotoxin to invertebrate cells. Archives of Microbiology. 146 : 7-11.

Holck, A. R. et C. L. Meek. 1987. Dose-mortality responses of crawfish and mosquitoes to selected pesticides. Journal of the American Mosquito Control Association. 3 : 407-411.

Honée, G. et B. Visser. 1993. The mode of action of *Bacillus thuringiensis* crystal proteins. Entomologie Expérimentale et Appliquée. 69 : 145-155.

Hougard, J. M., F. Darriet, et S. Bakayoko. 1983. Évaluation en milieu naturel de l'activité larvicide de *Bacillus thuringiensis* sérotype H-14 sur *Culex quinquefasciatus* Say, 1823 et *Anopheles gambiae* Giles, 1902 sl. (Diptera: Culicidae) en Afrique de l'Ouest. Cahiers ORSTOM, série Entomologie Médicale et Parasitologie 21 : 111-117.

Hougard, J. M., J. Duval et H. Escaffre. 1985. Evaluation en milieu naturel de l'activité larvicide d'une formulation de *Bacillus thuringiensis* H-14 sur *Aedes aegypti* (L.) dans un foyer épidémique de fièvre jaune en Côte d'Ivoire. Cahiers ORSTOM, série Entomologie Médicale et Parasitologie 23 : 235-240.

Ibarra, J. E. et B. A. Federici. 1986. Isolation of a relatively nontoxic 65-kilodalton protein inclusion from the parasporal body of *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis*. Journal of Bacteriology. 165 : 527-533.

Ignoffo, C. M., T. L. Couch, C. Garcia et M. J. Kroa. 1981. Relative activity of *Bacillus thuringiensis* var. *kurstaki* and *B. thuringiensis* var. *israelensis* against larvae of *Aedes aegypti, Culex quinquefasciatus, Trichoplusia ni, Heliothis zea* and *Heliothis virescens*. Journal of Economic Entomology. 74 : 218-222.

Jackson, J. K., B. W. Sweeney, T. L. Bott, J. D. Newbold et L. A. Kaplan. 1994. Transport of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* and its effect on drift and the benthic densities of nontarget macroinvertebrates in the Susquehanna River, Northern Pennsylvania. Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences. 51 : 295-314.

Jackson, J. K., R. J. Horwitz et B. W. Sweeney. 2002. Effects of *Bacillus thuringiensis israelensis* on black flies and nontarget macroinvertebrates and fish in a large river. Transactions of the American Fisheries Society. 131 : 910-930.

Johnson, K. M.. 1984. *Bacillus cereus* foodborne illness: an update. Journal of Food Microbiology Protocols. 47 : 145-153

Kallapur, V. L., M. E. Mayes, F. W. Edens, G. A. Held, W. C. Dauterman, C. Y. Kawanishi et R. M. Roe. 1992. Toxicity of the crystalline polypeptides of *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis* in Japanese quail. Pesticide Biochemistry and Physiology. 44 : 208-216.

Knepper, R. G. et E. D. Walker. 1989. Effect of *Bacillus thuringiensis israelensis* (H-14) on the isopod *Asellus forbesi* and spring Aedes mosquitoes in Michigan. Journal of the American Mosquito Control Association. 5 : 596-598.

Kondo, S., M. Fujiwara, M. Ohba et T. Ishii. 1995a. Comparative activities of the four *Bacillus thuringiensis* serovar. *israelensis* against a chironomid midge, *Paratanytarsus grimmii* (Diptera: Chironomidae). Microbiological Research. 150 : 425-428.

Kondo, S., M. Ohba et T. Ishii. 1995b. Comparative susceptibility of chironomid larvae (Diptera: Chironomidae) to *Bacillus thuringiensis* serovar. *israelensis* with special reference to altered susceptibility due to food difference. Journal of Applied Entomology. 119 : 123-125.

Kun, H. J., J. R. Stoll et J. K. Olson. 1987. The public's view of mosquito problems in an organized control district. Journal of the American Mosquito Control Association. 3 : 1-7.

Kurtak, D., C. Back, A. Chalifour, J. Doannnio, J. Dossou-Yovo, J. Duval, P, Guillet, R. Meyer, M. Ocran et B. Wahle. 1989. Impact of *Bti* on blackfly control in the Onchocerciasis Control Programme in West-Africa. Israel Journal of Entomology. 23 : 21-38.

Kurtak, D. C., J. Grünewald et J. A. T. Baldry. 1987. Control of black fly vector of onchocerciasis in Africa, pp. 431-362. Dans Black flies: ecology, population management, and annotated world list. K. C. Kim et R. W. Merritt (Eds.), The Pennsylvania State University Press, U.S.A.

Lacey, L. A.. 1985. *Bacillus thuringiensis* serotype H-14 (Bacteria). Dans Biological control of mosquitoes. H. C. Chapman Ed., American Mosquito Control Association Bulletin 6 : 132- 158.

Lacey, L.A. et A. Inman. 1985. Efficacy of granular formulations of *Bacillus thuringiensis* (H-14) for the control of *Anopheles* larvae in rice fields. Journal of the American Mosquito Control Association. 1 : 38-42.

Lacey, L. A. et D. A. Dame. 1982. The effect of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* on *Toxorhynchites rutilus rutilus* (Diptera: Culicidae) in the presence and absence of prey. Journal of Medical Entomology. 19 : 593-596.

Lacey, L. A. et M. S. Mulla. 1990. Safety of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* and *Bacillus sphaericus* to nontarget organisms in the aquatic environment. pp. 170-188. Dans Safety of microbial insecticides. M. Laird, L. L. Lacey et E. W. Davidson (Eds.), CRC Press Inc., Florida, USA. 259 p.

Lacey, L. A., H. Escaffre, B. Philippon, A. Seketeli et P. Guillet. 1982. Large river treatment with *Bacillus thuringiensis* (H-14) for the control of *Simulium damnosum* s.1. Dans The Onchocerciasis Control Program. Tropenmedizin Parasitologie. 33 : 97-101.

Lacoursière, J. O. et G. Charpentier. 1988. Laboratory study of the influence of water temperature and pH on *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* efficacy against black fly larvae (Diptera: Simuliidae). Journal of the American Mosquito Control Association. 4 : 64-72.

Landén, R., M. Bryne et A. Abdel-Hameed. 1994. Distribution of *Bacillus thuringiensis* strain in Southern Sweden. World Journal of Microbiology and Biotehchnology. 10 : 45-50.

Lebrun, P. et Vlayen, P. (1981) Etude de la bioactivité comparée et des effets secondaires de *Bacillus thuringiensis* H-14. Zeitschrift für Angewandte Entomologie. 91 : 15-25.

Leclair, R., G. Charpentier, F. Pronovost et S. Trottier. 1988. Progress report to the Metropolitan Mosquito Control District on the effects of the insect control agent, *Bacillus thuringiensis israelensis* (*Bti*), to some larval amphibian species. Groupe de Recherches sur les Insectes Piqueurs (GRIP), Département de chimie-biologie, Université du Québec à Trois-Rivières (Québec) Canada. 25 p.

Leclercq, M. 1987. Attaques massives des animaux et de l'homme par les simulies (Diptères). Revue Médicale de Liège. XLII : 327-334.

Lee, B.M. et G. I. Scott. 1989. Acute toxicity of temephos, fenoxycarb, diflubenzuron, methoprene and *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* to mummichog *(Fundulus heteroclitus).* Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology. 43 : 827-832.

Lereclus, D., A. Delécluse et M. M. Lecadet. 1993. Diversity of *Bacillus thuringiensis* toxins and genes. pp. 37-70. Dans *Bacillus thuringiensis*, an environmental biopesticide: theory and practice. P. F. Entwistle, J. S. Cory, M. J. Bailey et S. Higgs (Eds.), John Wiley & Sons Ltd.

Liber K, K.L. Schmude et D.M. Rau. 1998. Toxicity of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* to chironomids in pond mesocosms. Ecotoxicology. 7 : 343-354.

Lüthy, P. et H. R. Ebersold. 1981. *Bacillus thuringiensis* delta-endotoxin: histopathology and molecular mode of action. pp. 235-267. Dans Pathogenesis of invertebrate microbial diseases. E. W. Davidson (Ed.), Totowa, N.J..

Mahmood F.. 1998. Laboratory bioassay to compare susceptibilities of *Aedes aegypti* and *Anopheles albimanus* to *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* as affected by their feeding rates. Journal of the American Mosquito Control Association. 14 : 69-71.

Majori, G. et Ali, A. 1984. Laboratory and field evaluation of industrial formulations of *Bacillus thuringiensis* serovar. *israelensis* against some mosquito species of central Italy. Journal of Invertebrate Pathology. 43 : 313-323.

Majori, G., A. Ali et G. Sabatinelli. 1987. Laboratory and field efficacy of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* and *B. sphaericus* against *Anopheles gambiae* s.l. and *Culex quinquefasciatus* in Ouagadougou, Burkina Faso. Journal of the American Mosquito Control Association. 3 : 20-25.

Malmqvist, B., R. S. Wotton et Y. Zhang. 2001. Suspension feeders transform massive amounts of seston in large northern rivers. Oikos. 92 : 35-43.

Margalit, J. et H. Bobrogloi. 1984. The effect of organic materials and solids in water on the persistance of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis*. Zeitschrift fuer Angewandte Entomologie. 97 : 516-520.

Margalit, J. et D. Dean. 1985. The story of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis*. Journal of the American Mosquito Control Association. 1 : 1-7.

Margalith, Y. et E. Ben-Dov. 2000. Biological control by *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis*. pp. 243-301. Dans Insect Pest Management, Techniques for Environmental Protection. F. E. Rechcigl et N. A. Rechcgil (Ed.). CRC Press LLC. USA.

Martin, P. A.W. et R. S. Travers. 1989. Worldwide abundance and distribution of *Bacillus thuringiensis* isolates. Applied and Environmental Microbiology. 55 : 2437-2442.

McCracken, I. R. et S. L. Matthews. 1997. Effects *of Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis (Bti)* applications on invertebrates from two streams on Prince Edward Island. Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology. 58 : 291-298.

McLaughlin, R. E. et J. Billodeaux. 1983. Effectiveness of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* against *Psorophora columbiae* breeding in rice fields. Mosquito News. 43 : 30-33.

Meadows, M. P.. 1993. *Bacillus thuringiensis* in the environment: ecology and risk assessment. pp. 193-220. Dans *Bacillus thuringiensis*, an environmental biopesticide: theory and practice. P. F. Entwistle, J. S. Cory, M. J. Bailey et S. Higgs (Eds.), John Wiley & Sons Ltd.

Merritt, R. W., K. W. Cummins et T. M. Burton. 1984. The role of aquatic insects in the processing and cycling of nutriments, pp. 143-163. Dans The ecology of aquatic insects, V. H. Resh and D. M. Rosenberg (Eds.),. Praeger Scientific. 625 p.

Merritt, R. W., E. D. Walker, M. A. Wilzbach, K. W. Cummins et W. T. Morgan. 1989. A broad evaluation of *Bti* for black fly (Diptera: Simuliidae) control in a Michigan river: efficacy, carry and nontarget effects on invertebrates and fish. Journal of the American Mosquito Control Association. 5 : 397-415.

Miura, T., R. M. Takahashi et F. S. Mulligan. 1980. Effects of the bacterial mosquito larvicide *Bacillus thuringiensis* serotype H-14 on selected aquatic organisms. Mosquito News. 40 : 619-622.

Molloy, D.. 1990. Progress in the biological control of black flies with *Bacillus thuringiensis*, with emphasis on temperate climates. pp. 161-186 Dans Bacterial control of mosquitoes and black flies: biochemistry, genetics and applications of *Bacillus thuringiensis israelensis* and *Bacillus sphaericus*. H. de Barjac and D. J. Sutherland (Eds.), Rutgers University Press, New Brunswick. New Jersey.

Molloy, D.. 1992. Impact of the black fly (Diptera: Simuliidae) control agent *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* on chironomids (Diptera: Chironomidae) and other nontarget insects: results of ten fields trails. Journal of the American Mosquito Control Association. 8 : 24-31.

Molloy, D. et H. Jamnback. 1981. Field evaluation of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* as a black fly biocontrol agent and its effects on nontarget stream insects. Journal of Economic Entomology. 74 : 314-318.

Molloy, D., R. Gaugler et H. Jamnback. 1981. Factors influencing efficacy of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* as a biological control agent of black fly larvae. Journal of Economic Entomology. 74 : 61-64.

Molloy, D., S. P. Wraight, S. B. Kaplan, J. Gerardi et P. Petersen. 1984. Laboratory evaluation of commercial formulations of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* against mosquito and black fly larvae. Journal of Agricultural Entomology. 1 : 161-168.

Monaghan, M. T., S. A. Thomas, G. W. Minshall, J. D. Newbold et C. E. Cushing. 2001. The influence of filter-feeding benthic macroinvertebrates on the transport and deposition of particulate organic matter and diatoms in two streams. Limnology and Oceanography 46: 1091-1099.

Morin, A., C. Back, A. Chalifour, J. Boisvert et R. H. Harper. 1988a. Effect of black fly ingestion and assimilation on seston transport in a Québec lake outlet. Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences. 45 : 705-714.

Morin, A., C. Back, A. Chalifour, J. Boisvert et R. H. Harper. 1988b. Empirical models predicting ingesting rates of black fly larvae. Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences. 45 : 1711-1719.

Morris, C. D. et K. B. Clanton. 1989. Significant associations between mosquito control service request and mosquito populations. Journal of the American Mosquito Control Association. 5 : 36-41.

Morris, C. D. et K. B. Clanton. 1991. Service request acceptance and use by Florida mosquito control programs. Journal of the Florida Mosquito Control Association. 62 : 4-7.

Morris, C. D. et K. B. Clanton. 1992. Comparison of people who request mosquito control services and their non-requesting neighbors. Journal of the American Mosquito Control Association. 8 : 65-68.

Moulinier, C. I., J. P. Mas, Y. Moulinier, H. de Barjac, G. Giap et B. Couprie. 1981. Étude de l'innocuité de *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* pour les larves d'huitre. Bulletin de la Société de Pathologie Exotique. 74 : 381-391.

Mulla, M. S.. 1985. Field evaluation and efficacy of bacterial agents and their formulations against mosquito larvae. pp. 227-250. Dans Integrated mosquito control methodologies. M. Laird et J. W. Miles (Eds.) Academic Press, San Diego, U.S.A.

Mulla, M. S.. 1990. Activity, field efficacy, and use of *Bacillus thuringiensis israelensis* against mosquito. pp. 134-160 Dans Bacterial control of mosquitoes and black flies: biochemistry, genetics and applications of *Bacillus thuringiensis israelensis* and *Bacillus sphaericus*. H. de Barjac and D. J. Sutherland (Eds.), Rutgers University Press, New Brunswick.

Mulla, M. S., B. A. Federici et H. A. Darwazeh. 1982a. Larvicidal efficacy of *Bacillus thuringiensis* ser. H-14 against stagnant-water mosquitoes and its effects on nontarget organisms. Environmental Entomology. 11 : 788-795.

Mulla, M. S., B. A. Federici, H. A. Darwazeh et L. Ede. 1982b. Field evaluation of the microbial insecticide *Bacillus thuringiensis* ser. H-14 against floodwater mosquitoes. Applied and Environmental Microbiology. 43 : 1288-1293.

Mulla, M. S., H. A. Darwazeh, L. Ede, B. Kennedy et H. T. Dulmage. 1985. Efficacy and field evaluation of *Bacillus thuringiensis* (H-14) and *B. sphaericus* against floodwater mosquitoes in California. Journal of the American Mosquito Control Association. 1 : 310-315.

Mulla, M. S., H. A. Darwazeh et M. Zgomba. 1990. Effect of some environmental factors on the efficacy of *Bacillus sphaericus* 2362 and *Bacillus thuringiensis* (H-14) against mosquitoes. Bulletin of the Society of Vector Ecology. 15 : 166-175.

Mulligan, F. S., C. H. Schaffer et W. H. Wilder. 1980. Efficacy and persistance of *Bacillus sphaericus* and *B. thuringiensis* H-14 against mosquitoes under laboratory and field conditions. Journal of Economic Entomology. 73 : 684-688.

Nayar, J. K., J. W. Knight, A. Ali, D. B. Carlson et P. D. O'Bryan. 1999. Laboratory evaluation of biotic and abiotic factors that may influence larvicidal activity of *Bacillus thuringiensis* serovar. *israelensis* against two Florida mosquito species. Journal of the American Mosquito Control Association. 15 : 32-42.

Niemi, G. J., A. E. Hershey, L. Shannon, J. M. Hanowski. A. Lima, R. P. Axler et R. R. Regal. 1999. Ecological effects of mosquito control on zooplankton, insects and birds. Environmental Toxicology and Chemistry. 18 : 549-559.

Ohana, B., J. Margalit et Z. Barak. 1987. Fate of *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis* under simulated field conditions. Applied and Environmental Microbiology. 53 : 828-831.

Olejnicek, J.. 1986. The use of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* in the biological control of blackflies in Czechoslovakia. Wiadomosci Parazytologiczne. 32 : 539-542.

Olejnicek, J. et B. Maryskova. 1986. The influence of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* on the mosquito predator *Notonecta glauca*. Folia Parasitologica 33 : 279-280.

Olejnicek, J., V. Matha et J. Weiser. 1985. The efficacy of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* against larvae of the balck fly *Odagmia ornata* (Meig.) (Simuliidae) at low temperatures. Folia Parasitologica 32 : 271-277.

Painter, M. K., K. J. Tennessen et I. D. Richardson. 1996. Effects of repeated applications of *Bacillus thuringiensis israelensis* on mosquito predator *Erythemis simplicicollis* (Odonata: Libellulidae) from hatching to final instar. Environmental Entomology. 25 : 184-191.

Palmer, R. W. 1993. Short-term impacts of formulations of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* de Barjac and the organophosphate temephos, used in blackfly (Diptera: Simuliidae) control, on rheophilic benthic macroinvertebrates in the Middle Orange River, South Africa. South African Journal of Aquatic Sciences. 19 : 14-33.

Palmer, R. W. et A. R. Palmer. 1995. Impacts of repeated applications of *Bacillus thuringiensis* de Barjac and temephos, used in blackfly (Diptera: Simuliidae) control, on macroinvertebrates in the Middle Orange River, South Africa. South African Journal of Aquatic Sciences. 21 : 35-55.

Peckarsky, B. L.. 1984. Predator-prey interactions among aquatic insects. pp. 196-254 Dans The ecology of aquatic insects. V. H. Resh et D. M. Rosenberg (Eds.) Praeger Scientific, 625 p.

Pistrang, L. A. et J. F. Burger. 1984. Effect of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* on a genetically-defined population of blackflies (Diptera: Simuliidae) and associated insects in a montane New Hampshire stream. Canadian Entomologist. 116 : 975-982.

Purcell, B. H.. 1981. Effects of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* on *Aedes taeniorhynchus* and some non-target organisms in the salt marsh. Mosquito News. 41 : 476-484.

Ramoska, W. A., C. Pacey et S. Watts. 1981. Tests on the pathogenecity and persistance of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* (serotype H-14) and *Bacillus sphaericus* Neide against larvae of *Culex restuans* Theobald. Journal of the Kansas Entomological Society. 54 : 56-60.

Ramoska, W. A., S. Watts et R. E. Rodrigues. 1982. Influence of suspended particles on the activity of *Bacillus thuringiensis* ser. H-14 against mosquito larvae. Journal of Economic Entomology. 75 : 1-4.

Rashed, S. S. et M. S. Mulla. 1989. Factors influencing ingestion of particulate materials by mosquito larvae (Diptera: Culicidae). Journal of Medical Entomology. 26 : 210-216.

Reish, D. J., J. A. Lemay et S. L. Asato. 1985. The effect of *Bti* (H-14) and methoprene on two species of marine invertebrates from southern California estuaries. Bulletin of the Society of Vector Ecology. 10 : 20-22.

Robacker, D. C., A. J. Martinez, I. A. Garcia, M. Diaz et C. Romero. 1996. Toxicity of *Bacillus thuringiensis* to mexican fruit fly (Diptera: Tephritidae). Journal of Economic Entomology. 89 : 104-110.

Roberts, G. M.. 1995. Salt-marsh crustaceans, *Gammarus duebeni* and *Palaemonetes varians* as predators of mosquito larvae and their reaction to *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis*. Biocontrol Science and Technology. 5 : 379-385.

Roe, R. M., V. L. Kallapur, W. C. Dauterman, F. W. Edens, M. E. Mayes, G. A. Held, C. Y. Kawanishi, R. A. Alford et C. W. Clifford. 1991. Vertebrate toxicology of the solubilized parasporal crystalline proteins of *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis*. pp. 119-130. Dans Reviews in Pesticide Toxicology. E. Hodgson, R. M. Roe et N. Motoyama (Eds.), Vol 1, North Carolina State University, Raleigh, U.S.A..

Saleh M. S., F. A. El-Meniawi, N. L. Kelada and H. M. Zahran. 2003. Resistance development in mosquito larvae *Culex pipiens* to the bacterial agent *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis*. Journal of Applied Entomology. 127 : 29-32.

Samples, R. J. et H. Buettner. 1983. Corneal ulcer caused by a biologic insecticide (*Bacillus thuringiensis*). American Journal of Ophthalmology. 95 : 258.

Sandoski, C. A., M. W. Yates, J. K. Olson et M. V. Meisch. 1985. Evaluation of Beecomist^{T} applied *Bacillus thuringiensis* (H-14) against *Anopheles quadrimaculatus* larvae. Journal of the American Mosquito Control Association. 1 : 316-319.

Sebastien, R. J. et R. A. Brust. 1981. An evaluation of two formulations of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* for larval mosquito control in sod-lined simulated pools. Mosquito News. 41 : 508-512.

Service, M. W.. 1987. Monitoring of adult simuliid populations. pp. 187-200. Dans Black Flies: Ecology, population management, and annotated world list. C. C. Kim et R. W. Merritt (Eds.). The Pennsylvania State University, U.S.A.

Service, M. W.. 1993. Mosquito Ecology : Field Sampling Methods. 2nd Edition. Elsevier Science Publishers Ltd. UK. 988 p.

Shadduck, J. A.. 1980. *Bacillus thuringiensis* serotype H-14 maximum challenge and eye irritation safety tests in mammals. World Health Organisation / Vector Biological Control. 80 : 763.

Sheeran, W. et S. W. Fisher. 1992. The effects of agitation, sediment, and competition on the persistance and efficacy of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* (*Bti*). Ecotoxicology and Environmental Safety. 24 : 338-346.

Siegel, J. P. 2001. The mammalian safety of *Bacillus thuringiensis*-based insecticides. Journal of Invertebrate Pathology. 77 : 13-21.

Siegel, J. P. et J. A. Shadduck. 1990a. Mammalian safety of *Bacillus thuringiensis israelensis*. pp. 202-217. Dans Bacterial control of mosquitoes and black flies: biochemistry, genetics and applications of *Bacillus thuringiensis israelensis* and *Bacillus sphaericus*. H. de Barjac and D. J. Sutherland (Eds.), Rutgers University Press, New Brunswick.

Siegel, J. P. et J. A. Shadduck. 1990b. Safety of microbial insecticides to vertebrates-humans. pp. 101-113. Dans Safety of microbial insecticides. M. Laird, L. L. Lacey et E. W. Davidson (Eds.), CRC Press Inc., Florida, U.S.A. pp. 259.

Siegel, J. P., J. H. Shadduck et J. Szabo. 1987. Safety of the entomopathogen *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* for mammals. Journal of Economic Entomology. 80 : 717-723.

Siegel, J. P., A. R. Smith and R. Novak. 2001. Recovery of commercially produced *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* and *Bacillus sphaericus* from tires and prevalence of bacilli in artificial and natural containers. Journal of the American Mosquito Control Association. 17 : 33-41.

Sinègre., G., B. Gaven et J. L. Julien. 1980. Sécurité d'emploi du sérotype H-14 de *Bacillus thuringiensis* pour la faune non-cible des gites à moustiques du littoral méditerranéen français. Parasitologia 22 : 205-211.

Sinègre, G., B. Gaven et G. Vigo. 1981. Contribution à la normalisation des épreuves de laboratoire concernant des formulations expérimentales et commerciales du sérotype H-14 de *Bacillus thuringiensis*. II. Influence de la température, du chlore résiduel, du pH et de la profondeur de l'eau sur l'activité biologique d'une poudre primaire. Cahiers O.R.S.T.O.M. Série Entomologie Médicale et Parasitologie. 19 : 149-155.

Sjögren, R. D., D. P. Batzer et M. A. Junemann. 1986. Evaluation of methoprene, temephos and *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* against *Coquillettidia perturbans* larvae in Minnesota. Journal of the American Mosquito Control Association. 2 : 276-279.

Snarski, V. M.. 1990. Interactions between *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis* and fathead minnows, *Pimephales promelas* Rafinesque, under laboratory conditions. Applied and Environmental Microbiology. 56 : 2618-2622.

Standaert, J. Y.. 1981. Persistence et l'efficacité de *Bacillus thuringiensis* H-14 sur les larves de *Anopheles stephensi*. Zeitschrift fur Angewandte Entomologie. 91 : 292-300.

Stewart, R. J., C. H. Schaeffer et I. Miura. 1983. Sampling *Culex tarsalis* (Diptera: Culicidae) immatures on rice fields treated with combinations of mosquitofish and *Bacillus thuringiensis* H-14 toxin. Journal of Economic Entomology. 76 : 91-95.

Su T. et M. S. Mulla. 1999. Microbial agents *Bacillus thuringiensis* ssp. *israelensis* and *Bacillus sphaericus* suppress eutrophication, enhance water quality, and control mosquito in microcosoms. Environmental Entomology. 28 : 761-767.

Thomas, W. E. et D. J. Ellar. 1983. *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* crystal-endotoxin: effects on insect and mamalian cells in vitro and in vivo. Journal of Cell Science. 60 : 181-198.

Thompson, P. H.. 1967. Sampling of hematophagous Diptera with a conical trap and carbone dioxide, with special reference to *Culex salinarius*. Annals of the Entomological Society of America. 60 : 50-57.

Tousignant, M. E., J. L. Boisvert et A. Chalifour. 1993. Loss of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* larvicidal activity and its distribution in benthic substrates and hyporheic zone of streams. Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences. 50 : 443-451.

Triska, F. J., V. C. Kennedy, R. J. Avanzino, G. W. Zellweger et K. E. Bancala. 1989. Retention and transport of nutrients in a third-order stream in northwestern California: hyporheic processes. Ecology. 70 : 1893-1905.

Undeen, A. H. et M. Colbo. 1980. The efficacy of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* against blackfly larvae (Diptera: Simuliidae) in their natural habitat. Mosquito News. 40 : 1-184.

Undeen, A. H. et W. L. Nagel. 1978. The effect of *Bacillus thuringiensis* ONR-60A strain (Goldberg) on *Simulium* larvae in the laboratory. Mosquito News. 38 : 524-527.

Undeen, A. H., L. A. Lacey et S. W. Avery. 1984. A system for recommending dosage of *Bacillus thuringiensis* (H-14) for control of simuliid larvae in small streams based upon stream width. Mosquito News. 44 : 553-559.

Vought, L. B. M., J. O. Lacoursière et N. J. Voelz. 1991. Streams in the agricultural landscape? Vatten. 47 : 321-328.

Ward, E. S., A. R. Ridley, D. J. Ellar et J. A. Todd. 1986. *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* δ-endotoxin: cloning and expression of the toxin in sporogenic and asporogenic strains of *Bacillus subtilis*. Journal of Molecular Biology. 191 : 13-22.

Warren, R. E., D. Rubenstein, D. J. Ellar, J. M. Kremer et R. J. Gilbert. 1984. *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis*: protoxin activation and safety. The Lancet. March 24 : 678-679.

Weiser, J. et J. Vankova. 1978. Toxicity of *Bacillus thuringiensis israelensis* for blackflies and other freshwater invertebrates. pp. 243-244. Dans Proceedings of the International Colloquium on Invertebrate Pathology Weiser, J. (Ed.), Prague, Czech.

Werner, D. et A. C. Pont. 2003. Dipteran predators of simuliid blackflies : a worldwide review. Medical and Veterinary Entomology. 17 : 115-132.

West, A. W, H. D. Burges, T. J. Dixon et C. H. Wyborn. 1985. Survival of *Bacillus thuringiensis* and *Bacillus cereus* spores inocula in soil: effects of pH, moisture, nutrient availability and indigenous microorganisms. Soil Biology and Biochemistry. 17 : 657-665.

WHO (World Health Organization). 1999. Microbial Pest Control Agent *Bacillus thuringiensis.* Environmental Health Criteria. 217. WHO (Ed.) Geneva. 114 p.

Wipfli, M. S. et R. W. Merritt. 1994a. Effects of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* on nontarget benthic macroinvertebrates through direct and indirect exposure. Journal of the North America Benthological Society. 13 : 190-205.

Wipfli, M. S. et R. W. Merritt. 1994b. Disturbance to a stream food web by a bacterial larvicide specific to black flies: feeding responses of predatory macroinvertebrates. Freshwater Biology. 32 : 91-103.

Wipfli, M. S., R. W. Merritt et W. W. Taylor. 1994. Low toxicity of the black fly (Diptera: Simuliidae) larvicide *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* to early stages of brook trout, *Salvelinus fontinalis*; brown trout, *Salmo trutta*; and steelhead trout, *Onchorychus mykiss* following direct and indirect exposure. Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences. 51 : 1451-1458.

Wirth, M. C., J. A. Ferrari et G. P. Georghiou. 2001. Baseline susceptibility to bacterial insecticides in populations of *Culex pipiens* complex (Diptera: Culicidea) from California and from the Mediterranean Island of Cyprus. Journal of Economic Entomology. 94 : 920-928.

Wotton, R. S., M. S. Wipfli, L. Watson et R. W. Merritt. 1993. Feeding variability among individual aquatic predators in experimental channels. Canadian Journal of Zoology. 71 : 2033-2037.

Wotton, R. S., B. Malmqvist, T. Muotka et K. Larsson. 1998. Fecal pellets form a dense aggregation of suspension feeders : an example of ecosystem engineering in a stream. Limnology and Oceanography. 43 : 719-725.

Yaméogo**,** L., C. Levèque, K. Traoré, et C. P. Fairhurst 1988. Dix ans de surveillance de la faune aquatique des rivières d'Afrique de l'Ouest traitées contre les simulies (Diptera: Simuliidae), agents vecteurs de l'onchocercose humaine. Naturaliste Canadien. 115 : 287-298.

ANNEXE 1 : Liste des larvicides à base de *Bti* homologués par Santé Canada pour des opérations de grande envergure

Pour plus d'information sur ces produits, consultez la banque d'étiquettes électroniques de l'ARLA .

Nom du produit	Numéro d'homologation	Usage habituel *	Activité garantie **
VECTOBAC 200 G	18159	Larves de moustiques	200 ITU/mg
TEKNAR GRANULES	19239	Larves de moustiques	260 AAU / mg
VECTOBAC 600L	19455	Larves de moustiques et mouches noires	600 ITU/mg
VECTOBAC 200G	19466	Larves de moustiques	200 ITU/mg
VECTOBAC 1200L	21062	Larves de moustiques et mouches noires	1200 ITU/mg
AQUABAC XT	26860	Larves de moustiques et mouches noires	1200 ITU/mg
AQUABAC (200G)	26862	Larvicide granulaire (moustiques) (5/8) ***	200 ITU/mg
AQUABAC (200G)	26863	Larvicide granulaire (moustiques) (10/14) (5/8) ***	200 ITU/mg
AQUABAC II XT	27376	Larves de moustiques et mouches noires	1200 ITU/mg

* Voir les indications du fabricant pour une utilisation au sol ou par voie aérienne

** AAU : nombre d'unités toxiques *Aedes aegypti* par milligramme de formulation
ITU : nombre d'unités toxiques Internationales par milligramme de formulation.

*** Correspond à une granulométrie spécifique du produit.

ANNEXE 2 : Peut-on se protéger contre les piqûres des moustiques et des mouches noires ?

Pour les gens habitant dans des endroits qui ne sont pas soumis au contrôle des insectes piqueurs, existe-t-il une ou des façons de se protéger ? La réponse est oui. On peut se protéger adéquatement contre les insectes piqueurs. Le texte qui suit parle de protection personnelle; pour certaines personnes, le mot adéquatement veut dire « tolérance zéro », alors que pour d'autres, qui demeurent dans des régions reconnues pour être régulièrement infestées par les moustiques et les mouches noires, le mot tolérance s'applique bien puisqu'elles les supportent avec plus de patience.

La meilleure façon d'aborder le problème de la protection personnelle est de savoir comment les insectes piqueurs font pour nous trouver et éventuellement nous piquer. On entend souvent dire, qu'ils peuvent « nous voir » ou « nous sentir » jusqu'à une centaine de mètres de distance. Même si cette affirmation est plus ou moins vérifiée scientifiquement, elle est très plausible. De loin, les moustiques et les mouches noires sont capables de détecter des formes, des mouvements, des couleurs et bien d'autres choses encore. Ils cherchent à cibler une proie qui devrait éventuellement leur permettre de prendre un repas de sang. Comme les humains peuvent difficilement changer de forme et ne vont pas dehors pour rester immobiles, les couleurs sont pour les insectes très attirantes. Cependant, on peut en atténuer l'effet. Les moustiques et les mouches noires sont capables de détecter et de cibler les couleurs chaudes beaucoup plus intensément que les couleurs froides. Pour eux, la chaleur associée à une cible qui bouge est un signal extrêmement puissant, et donc le signe d'un repas de sang. De plus, comme les mammifères (les humains malheureusement en font partie) dégagent de la chaleur, ils sont des proies naturelles pour ces insectes. Les couleurs chaudes sont des couleurs foncées comme le noir, le bleu foncé, le rouge, le marine. Évitez donc de porter des vêtements de ces couleurs. Par contre, si vous portez du beige, du jaune, du vert pâle, des couleurs dites froides, les insectes piqueurs seront moins attirés.

Malgré tout, il reste que plusieurs de ces chasseurs invétérés peuvent quand même vous repérer et s'approcher du mammifère que vous êtes, dans le but de prendre

un repas de sang. À une plus courte distance de la proie, d'autres stimuli guideront l'insecte de façon plus précise vers sa cible. C'est à ce moment-là que les odeurs dégagées par votre corps joueront le rôle final dans l'approche de l'insecte. Les insectes piqueurs sont capables de détecter plusieurs odeurs volatiles, mais le gaz carbonique (CO_2) est le plus important à cause de son pouvoir d'attraction et à cause de la quantité que nous expirons. Même si nous portons des vêtements de couleurs froides, nous ne pouvons empêcher notre corps de dégager des odeurs attirantes pour ces insectes. Pour se protéger on doit donc déguiser ou camoufler ces odeurs stimulantes ou tout simplement empêcher physiquement le contact entre l'insecte et la peau.

Il existe depuis longtemps des produits contre les moustiques appelés soit chasse-moustiques, répulsifs ou encore insectifuges et qui essentiellement produisent tous le même effet. Lorsqu'on les applique sur la peau, l'odeur volatile dégagée par le principe actif de ces produits fait en sorte que les insectes ne détectent plus le gaz carbonique, ce qui envoie à l'insecte le message suivant : « Attention, ceci n'est pas une cible avec du sang… allons chercher ailleurs ». Les insectes ne vont pas nécessairement s'éloigner de vous, mais vont plutôt chercher à se poser ailleurs sur vos vêtements. Ces derniers qui ne sont pas recouverts de chasse-moustiques, laisseront dégager le gaz carbonique. Comme tels, les chasse-moustiques, répulsifs ou insectifuges ne repoussent pas les insectes piqueurs, mais servent plutôt à camoufler ou à déguiser des odeurs attirantes. Attention, si le vêtement est très mince et en tissu non serré, les moustiques (munis d'un dard) sont capables de piquer au travers. Ce n'est toutefois pas le cas des mouches noires, qui elles, doivent être en contact direct avec la peau afin de la cisailler pour en faire gicler le sang.

Des dizaines de produits homologués par Santé Canada sont vendus un peu partout. Présentement, les trois ingrédients actifs les plus efficaces et les plus courants et sur le marché sont à base de diéthyltoluamide (DEET ou DET), ou d'huile de citronnelle ou d'huile de soya. En théorie, plus un produit contient de l'ingrédient actif, plus son efficacité sera durable. Mais attention, en pratique, le temps de protection varie beaucoup d'une personne à l'autre, et selon l'intensité des

activités. Un même produit peut donner une protection de trois heures chez une personne, mais seulement d'une heure chez une autre. Combien de fois entend-t-on dire : « Quand je vais dehors tous les moustiques me courent après » Une personne active dégage plus d'odeurs attrayantes qu'une personne peu active et de fait devient une proie de choix pour les insectes piqueurs. Vous devez choisir le moyen le plus adapté à vos activités extérieures. Si on vous dit que tel produit est peu efficace, cela ne veut pas dire que qu'il ne sera pas efficace pour vous… Parfois il vaut mieux essayer plusieurs produits et choisir celui ou ceux qui vous conviennent. Pourquoi appliquer un chasse-moustiques qui soit disant protège durant six heures, si vous allez marcher une heure seulement?

À part les chasse-moustiques, on peut empêcher physiquement les insectes piqueurs de se poser sur la peau.

Il existe d'excellents filets de tête et même des habits anti-moustiques pour ceux et celles qui ne supportent pas les chasse-moustiques sur leur peau. Pour ces personnes, ces « vêtements » sont très utiles, mais il faut bien les porter. Il ne faut pas que le filet touche à la peau sinon les moustiques piqueront allègrement au travers. Idéalement le filet de tête devrait recouvrir (en partie) les épaules de façon à empêcher les insectes (les mouches noires surtout) de se glisser sous le filet et ainsi d'atteindre votre peau. Évitez les filets qui ferment autour du cou, à moins que vous n'ayez décidé de devenir un donneur de sang pour la survie de ces insectes ! Bizarrement, les filets offrant la meilleure visibilité sont de couleur noire…une des bonnes couleurs attirantes !

Dès le printemps, on voit apparaître de nombreux produits offrant une protection à base d'ultrasons, de plantes magiques, de vitamines, de produits de mon grand-père…. À ce jour, la littérature scientifique n'a jamais réussi à démontrer que ces produits avaient un effet de protection contre les piqûres des insectes piqueurs. Les produits dont l'efficacité a été reconnue au moyen de tests scientifiques sont homologués par l'Agence de réglementation de la lutte antiparasitaire (ARLA) et portent un numéro de certification (ou d'enregistrement) sur l'étiquette.

Pour plus d'information sur la protection personnelle, on vous invite à consulter les sites Internet de Santé Canada, du ministère de la Santé et des Services sociaux

du Québec (MSSS) de l'Institut national de la santé publique du Québec (INSPQ) et les ouvrages de Bourassa (2000) et Bourassa et Boisvert (2004).

Depuis la venue du VNO en Amérique du Nord, plusieurs autres « moyens de protection » ont fait leur apparition sur le marché. Il s'agit des pièges attirants, dont le principe de fonctionnement est basé sur celui des pièges que les chercheurs utilisent depuis de nombreuses années pour capturer les insectes piqueurs. Ces pièges produisent un panache de gaz carbonique (CO_2), ce qui attire les insectes piqueurs vers l'appareil. Les pièges sont munis d'un aspirateur qui capte les insectes et les emprisonne dans un filet dans lequel ils mourront éventuellement.

Il existe de nombreux modèles avec plusieurs variantes (et plusieurs prix !). Certains fonctionnent avec une prise électrique et d'autres, avec une pile solaire; certains utilisent une odeur attirante en plus du gaz carbonique. Les recherches démontrent que ces pièges attirent et capturent les insectes piqueurs. Cependant, on attend toujours une démonstration scientifique convaincante qui prouvera que ces pièges diminueront de façon substantielle le nombre de piqûres de ces insectes chez une personne se trouvant à une certaine distance du piège. Encore là, il faut une excellente « collaboration » entre la personne et le piège. Si une ou plusieurs personnes se trouvent entre la source des moustiques ou des mouches noires et le piège, il n'est pas certain que ces insectes n'abandonnent pas l'idée de se payer un bon repas en allant sur une « cible » possiblement plus attirant que le piège.